

MACHBARKEITSSTUDIE ZUR
EX-SITU-ERHALTUNGSZUCHT
DES FEUERSALAMANDERS
(*Salamandra salamandra*)

DAS BEISPIEL BAYERN



INHALTSVERZEICHNIS

I)	HAFTUNGSAUSSCHLUSS	3
II)	ZUSAMMENFASSUNG	3
III)	DANKSAGUNG	3
1)	HINTERGRUND	4
2)	ZIEL DER MACHBARKEITSSTUDIE	7
3)	WISSENSSTAND DER EX-SITU-HALTUNG	8
3.1)	AMPHIBIEN	9
3.2)	ANDERE ARTEN	11
4)	EX-SITU-HALTUNG	12
4.1)	GRÜNDERTIERE	12
4.1.1)	ZAHL DER INDIVIDUEN EINER EX-SITU-POPULATION	12
4.1.2)	AUSWAHL DER GESCHLECHTER	13
4.1.3)	CONSERVATION UNITS	14
4.1.4)	WEITERE MÖGLICHE KRITERIEN	14
4.2)	BEGINN DER EX-SITU-HALTUNG	15
4.2.1)	QUARANTÄNE	15
4.2.2)	WÄRMEBEHANDLUNG (BSAL)	16
4.2.3)	WEITERE GESUNDHEITSRISIKEN	18
4.3)	KONTROLLEN UND TESTUNGEN	18
4.4)	HALTUNGSSYSTEME	20
4.4.1)	SYSTEMATISIERTE INNENRAUMHALTUNG	23
4.4.2)	NATURNAHE INNENRAUMHALTUNG	23
4.4.3)	FREILANDHALTUNG	25
4.4.4)	TEMPERATUR & LUFTFEUCHTE	26
4.4.5)	PAARUNG & TRÄCHTIGKEIT, HALTUNG & AUFZUCHT DER LARVEN	27
4.5)	SOZIALVERHALTEN	29
4.6)	ERNÄHRUNG	29
4.6.1)	ADULTE TIERE	29
4.6.2)	LARVEN	33
4.6.3)	BERÜCKSICHTIGUNG DES HALTUNGSSYSTEMS	33
4.7)	HYGIENE (BIOSECURITY)	34
4.7.1)	QUARANTÄNE & WÄRMEBEHANDLUNG	34
4.7.2)	REGULÄRE HALTUNG	34
4.8)	ZUCHT	35
4.9)	FACHGERECHTER UMGANG MIT ÜBERZÄHLIGEN TIEREN	35
4.10)	DOKUMENTATION	36
4.11)	RECHTLICHE ASPEKTE	38
4.12)	STANDORTE	38

4.13)	ZEITHORIZONTE	40
4.14)	MATERIELLE AUSSTATTUNG	41
4.14.1)	„SALAMANDER POD“	43
4.15)	ZEITLICHER AUFWAND	43
5)	HALTUNGSSZENARIEN	45
5.1)	ALLGEMEINE ANNAHMEN	46
5.2)	GENETISCHES MONITORING	48
5.3)	ABSICHERUNGEN	48
5.4)	CITIZEN CONSERVATION	48
5.5)	SZENARIEN	49
5.5.1)	SZENARIO 1 (GERINGES RISIKO)	50
5.5.2)	SZENARIO 2 (MITTLERES RISIKO)	50
5.5.3)	SZENARIO 3 (HOHES RISIKO)	51
5.5.4)	VERGLEICH DER SZENARIEN	52
5.6)	INITIALPHASE	52
5.6.1)	GRUNDLAGEN	53
5.6.2)	ZEITPLAN	54
5.6.3)	KOSTEN	55
6)	FORSCHUNGSBEDARF	56
6.1)	OPTIMALE ERNÄHRUNG	56
6.2)	MIKROBIOTA	56
6.3)	SOZIALVERHALTEN	57
6.4)	FORTPFLANZUNG/FRUCHTBARKEIT	57
6.5)	TIERWOHL, GESUNDHEIT & FITNESS	57
6.6)	GESCHLECHT DER LARVEN	58
6.7)	GENETISCHE DIVERSITÄT	58
6.8)	TESTUNG	58
6.9)	WEITERE GRUNDLEGENDE FRAGEN	59
7)	LANGFRISTIGE PERSPEKTIVEN (WIEDERANSIEDLUNG)	59
8)	SCHLUSSFOLGERUNG	60
9)	LITERATUR	61
10)	ANHÄNGE	67
10.1)	CHECKLISTE FÜR EX-SITU-ERHALTUNGSPROGRAMM	67
10.2)	TEMPERATUR-DATENLOGGER	68
10.3)	MERKBLATT ZUR DURCHFÜHRUNG VON HAUTABSTRICHEN	69
10.4)	KOSTENKALKULATIONEN	71
10.5)	WEITERE AUSGEWÄHLTE WICHTIGE DOKUMENTE	72
10.5.1)	AKTIONSPLAN ZUR ENTSCHÄRFUNG VON BSAL IN EUROPA	72
10.5.2)	INFORMATIVE PROTOKOLLE UND BROSCHÜREN	72
10.5.3)	POSITIONSPAPIER „EINFUHR LEBENDER AMPHIBIEN IN DIE EU“	73
10.5.4)	CC HALTUNGSEMPFEHLUNGEN FÜR FEUERSALAMANDER	73

I. HAFTUNGSAUSSCHLUSS

Alle Angaben in dem vorliegenden Dokument wurden nach bestem Wissen und Gewissen gemacht. Alle Rechte vorbehalten. Frogs and Friends e.V. in Zusammenarbeit mit dem Landesbund für Vogelschutz e.V. Bayern (LBV). Autoren der Studie: Johannes Penner, Heiko Werning, Vanessa Dubberke, Kidan Patanant, Mark-Oliver Rödel & Björn Encke. Titelbild: © Jonas Lieberknecht / Frogs & Friends

Vollständiges Zitat: PENNER J., WERNING H., DUBBERKE V., PATANANT K., RÖDEL M.-O. & ENCKE B. (2022) Machbarkeitsstudie zur Ex-situ-Erhaltungszucht des Feuersalamanders (*Salamandra salamandra*) – das Beispiel Bayern. Version 1 vom 8.2.2022.

II. ZUSAMMENFASSUNG

Der Feuersalamander ist durch den Chytridpilz *Bsal* akut bedroht. Aktuell gibt es keine Möglichkeit, *Bsal* in der Natur zu bekämpfen, so dass ein Ex-situ-Erhaltungszuchtprogramm notwendig ist. Verschiedene Möglichkeiten und der aktuelle Kenntnisstand werden dargelegt. Es wird eine Streuung des Risikos durch unterschiedliche Haltungssysteme und verschiedene Standorte empfohlen. Kostenschätzungen zu unterschiedlichen Szenarien und für eine Initialphase als Sofortmaßnahme definieren hierbei erste Rahmenbedingungen.

III. DANKSAGUNG

Wir bedanken uns bei Günter Hansbauer (LfU) für die Bereitstellung von Verbreitungsdaten aus Bayern, bei Roland Wirth (ZGAP), Philipp Wagner (Allwetterzoo Münster) und Arne Schulz (ZGAP) für die Unterstützung bei der Suche nach vergleichbaren Beispielen zu Ex-situ-Haltungen, bei Uwe Seidel (Hannover) und Sergé Bogaerts (Eindhoven) für Informationen und Erfahrungen zur Haltung, bei Peter Merzhäuser (Niederfischbach) zu Details der Freilandanlagen des Tierparks Niederfischbach, bei Tobias Eisenberg (Landesbetrieb Hessisches Landeslabor), Frank Pasmans (Universität Gent), Katrin Baumgartner (Tiergarten Nürnberg) für Einschätzungen und Informationen zu veterinärmedizinischen und anderen Aspekten der Studie, bei Kathleen Preißler (Universität Leipzig) für Daten zur Populationsgenetik und allgemeinen Diskussionspunkten. Katrin Baumgartner (Tiergarten Nürnberg), Markus Baur (Auffangstation für Reptilien München) und Peter Giere (Museum für Naturkunde Berlin) haben dankenswerterweise Auskunft zu tierschutzrechtlichen Aspekten gegeben.



Abbildung 1: Typische Vertreter der beiden Unterarten des Feuersalamanders in Deutschland, Gefleckter Feuersalamander (*Salamandra salamandra salamandra*, links) und Gestreifter Feuersalamander (*Salamandra salamandra terrestris*, rechts), © Benny Trapp

1) HINTERGRUND

Die Bedrohung der Biodiversität durch den Menschen ist bereits seit langem bekannt und anerkannt (CBD 1992). Die Wirbeltierklasse, die weltweit bisher die meisten bedrohten Arten aufweist, sind Amphibien (IUCN 2021). In Deutschland sind aktuell 20 Amphibienarten bekannt, deren Bedrohung in der aktuellen Roten Liste für Deutschland wie folgt eingestuft wird (ROTE-LISTE-GREMIUM AMPHIBIEN UND REPTILIEN 2020):

- „Stark gefährdet“: Geburtshelferkröte (*Alytes obstetricans*), Rotbauchunke (*Bombina bombina*), Gelbbauchunke (*Bombina variegata*), Wechselkröte (*Bufo viridis*), Kreuzkröte (*Epidalea calamita*)
- „Gefährdet“: Kammolch (*Triturus cristatus*), Laubfrosch (*Hyla arborea*), Knoblauchkröte (*Pelobates fuscus*), Moorfrosch (*Rana arvalis*)
- „Gefährdet mit unbekanntem Ausmaß“: Kleiner Wasserfrosch (*Pelophylax lessonae*)
- „Vorwarnliste“: Feuersalamander (*Salamandra salamandra*), Springfrosch (*Rana dalmatina*), Grasfrosch (*Rana temporaria*)
- „Ungefährdet“: Bergmolch (*Ichthyosaura alpestris*), Fadenmolch (*Lissotriton helveticus*), Teichmolch (*Lissotriton vulgaris*), Alpensalamander (*Salamandra atra*), Erdkröte (*Bufo bufo*), Teichfrosch (*Pelophylax esculentus*)
- „Daten unzureichend“: Seefrosch (*Pelophylax ridibundus*).

Gegenüber der vorherigen Bewertung (KÜHNEL et al. 2009) hat sich der Status keiner Art verbessert, dagegen der von acht Arten verschlechtert (*S. salamandra*, *T. cristatus*, *A. obstetricans*, *B. viridis*, *E. calamita*, *R. dalmatina*, *R. temporaria*, *P. ridibundus*). Für sieben Arten ist Deutschland in „hohem Maß verantwortlich“ (*I. alpestris*, *S. salamandra*, *T. cristatus*, *E. calamita*, *H. arborea*, *P. esculentus*, *P. lessonae*). Ursachen für die Gefährdung der Amphibien in Deutschland sind vor allem Verlust und Veränderung geeigneter Habitate (ROTE-LISTE-GREMIUM AMPHIBIEN UND REPTILIEN 2020). Der Einfluss des Chytridpilzes *Batrachochytrium dendrobatidis* (*Bd*) ist unbekannt. *Bd* wurde in zahlreichen Gewässern in Deutschland nachgewiesen (OHST et al. 2011, 2013), aber es gibt nach wie vor wenige Untersuchungen zu kausalen Einflüssen (siehe jedoch Zusammenfassung in FISHER et al. 2021) und keine flächendeckenden zur aktuellen Verbreitung von *Bd*. Grundsätzlich wird von einem geringen Effekt von *Bd* auf Amphibienpopulationen in Europa ausgegangen (SCHEELE et al. 2019). In jüngerer Zeit wurde jedoch ein zweiter Chytridpilz entdeckt, *Batrachochytrium salamandrivorans* (*Bsal*), welcher sein natürliches Verbreitungsgebiet in Asien und dort bisher keinerlei nachweisbare negative Effekte auf Amphibien hat (MARTEL et al. 2013, SPITZEN-VAN DER SLUIJS et al. 2013, LAKING et al. 2017). *Bsal* wurde jedoch inzwischen in den Niederlanden, Belgien und Deutschland in freilebenden Amphibienpopulationen nachgewiesen und führt dort zum nahezu kompletten Aussterben vor allem von Feuersalamanderpopulationen (SPITZEN-VAN DER SLUIJS et al. 2016, BEUKEMA et al. 2018, DALBECK et al. 2018, MARTEL et al. 2020). Es gibt Hinweise darauf, dass *Bsal* bereits 2004 in Deutschland vorkam (SCHULZ et al. 2020, LÖTTERS et al. 2020a). Nachweise von *Bsal* in Nordrhein-Westfalen und Rheinland-Pfalz haben in jüngerer Zeit dramatisch zugenommen (LÖTTERS et al. 2020b, SANDVOSS et al. 2020, SCHULZ et al. 2020), und es sind bereits zwei Fundorte für *Bsal* aus Bayern bekannt, aus dem Steigerwald (SCHMELLER et al. 2020) und aus dem Allgäu (THEIN et al. 2020). Ein *Bsal*-Monitoring an ausgewählten Standorten in Bayern ist noch im Aufbau (PLEWNIA & BÖNING pers. Komm.). Bisher sind keine Resistenzen von Feuersalamandern auf die durch *Bsal* verursachte Chytridiomykose bekannt. *Bsal* wird als potentieller Risikofaktor in der aktuellen Roten Liste für Deutschland genannt, aber bei der dortigen Einstufung noch nicht berücksichtigt (SCHLÜPMANN & VEITH 2020). Eine Abschätzung des langfristigen Bestandstrends ist nur schwer möglich (SCHLÜPMANN & VEITH 2020), daher ist davon auszugehen, dass die tatsächliche Gefährdung des Feuersalamanders deutlich größer ist, als bisher angenommen wird.

In Bayern ist der Feuersalamander weit verbreitet, weist jedoch auch großräumige Lücken auf. Verbreitungsschwerpunkte liegen im Spessart, Odenwald und in der Rhön, aber zahlreiche andere Naturräume sind ebenfalls besiedelt (siehe Abbildung 2, sowie MALKMUS & VÖLKL 2019). Bisher gelten in Bayern anthropogene Eingriffe in Gewässer, die diese so verändern, dass eine erfolgreiche Fortpflanzung nicht mehr möglich ist, als größte Bedrohung. Für adulte Feuersalamander stellen außerdem fehlende Strukturen im Unterwuchs ein Problem dar. Einige Lücken im Verbreitungsgebiet werden so interpretiert, dass die Art dort lokal ausgestorben ist und das Gebiet bisher nicht wieder besiedeln konnte (ZAHN & ENGLMAIER 2005), obwohl Migrationsaktivitäten im Allgemeinen höher sind als vermutet (SCHMIDT et al. 2007). Aktuell sind zwei Unterarten des Feuersalamanders aus Deutschland bekannt, *Salamandra salamandra terrestris* und *Salamandra salamandra salamandra*.

Hybride der beiden Unterarten kommen regelmäßig vor, eine genaue räumliche Untersuchung der Grenzen beider Unterarten, potentieller Hybridzonen und die Zuordnung einzelner Populationen existieren bisher jedoch nicht. Erste vorläufige, deutschlandweite genetische Untersuchungen ergaben für Bayern, dass es sich nach Daten aus mitochondrialer DNA (D-loop) entweder um eine genetische Linie oder nach Daten aus Kerngenen (sowohl nach Mikrosatelliten als auch nach ddRadseq) um zwei genetische Linien handelt (PREISLER 2020). Eine genetische Linie korrespondiert in etwa mit dem Verbreitungsgebiet der Unterart *S. s. salamandra* und eine mit dem Überschneidungsgebiet beider Unterarten (VEITH et al. 1992, THIESMEIER 2004; Abbildung 2). Von möglichen Populationen von *S. s. terrestris* in Bayern liegen bisher keine genetischen Daten vor. Eine detailliertere genetische Untersuchung für Bayern, mit Daten aus weiteren Populationen (inklusive *S. s. terrestris*) und eventuell zusätzlichen Genen, wäre wünschenswert.

Der langfristige Erhalt des Feuersalamanders in der Natur (in situ) ist gefährdet, da bisher keine Resistenzen gegen *Bsal* erkannt wurden, und vor allem da es aktuell keine konkreten Möglichkeiten gibt, die weitere Ausbreitung von *Bsal* in der Natur einzuschränken oder gar zu verhindern (siehe dazu auch Kapitel 7, Abschnitt H). Dies liegt einerseits daran, dass vermutlich nicht alle Vektoren bekannt sind. Beispielsweise wird der Transport von Zoosporen des verwandten Chytridpilzes *Bd* nicht nur durch Amphibien selbst, sondern auch durch feuchte Bodenkrumen (JOHNSON & SPEARE 2005), über Reptilien (KILBURN et al. 2011), Vogelfedern (JOHNSON & SPEARE 2005) und Füßen von Wasservögeln (GARMYN et al. 2012) vermutet. Eine Übertragung von *Bd* durch gemeinsam genutzte Mikrohabitate, wie beispielsweise Sitzwarten in der Vegetation (KOLBY et al. 2015a), oder über Regenwasser und damit Luft (KOLBY et al. 2015b) erscheint ebenfalls möglich. Bisher gibt es jedoch keine weiteren Hinweise darauf, dass eine Übertragung durch die Luft stattfindet (PASMANS pers. Komm.). Unterschiedliche Amphibienarten können als Reservoir für *Bd* über längere, klimatisch ungünstige Zeiträume dienen (beispielsweise CHAUKULKAR et al. 2018, HUDSON et al. 2019), und es wurde gezeigt, dass *Bd* auch andere Tiergruppen infizieren kann, wie beispielsweise Krebse (McMAHON et al. 2013) oder Fische (LIEW et al. 2017). Beide Tiergruppen kommen somit auch als Vektoren und Reservoir in Frage. Protozoen können umgekehrt die Ausbreitung von *Bd* als Prädatoren einschränken (beispielsweise FARTHING et al. 2021), aber in welchem Umfang dies in natürlichen Systemen geschieht und welchen Einfluss dies hat, ist bisher nicht bekannt. *Bd* und *Bsal* sind die einzigen beiden bekannten Arten dieser Gattung Chytridpilze und haben eine Reihe von biologischen Gemeinsamkeiten, aber auch Unterschiede. Neben der unterschiedlichen bevorzugten Temperatur, die eine relativ einfache Behandlung von *Bsal* ermöglicht (siehe 4.2.2), werden bei *Bsal* zwei Zoosporen-Formen gefunden: eine mobile, kurzlebige und eine eingekapselte, langlebige (STEGEN et al. 2017, FISHER et al. 2021). Ob und wie die Erkenntnisse von *Bd* auf *Bsal* und dessen beide Zoosporen-Formen übertragbar sind, ist bisher unklar. Andere Amphibienarten als der Feuersalamander tragen vermutlich zur Ausbreitung von *Bsal* bei (NGUYEN et al. 2017, STEGEN et al. 2017) und dienen auch als Reservoir (STEGEN et al. 2017). Einerseits wird bisher davon ausgegangen, dass *Bsal* sich nicht sehr gut ausbreiten kann (SPITZEN-VAN DER SLUIJS 2018). Andererseits können eingekapselte Zoosporen jedoch bis zu 31 Tage unter Laborbedingungen überleben und infektiös bleiben (STEGEN et al. 2017). Inzwischen konnte gezeigt werden, dass *Bsal* auf totem Pflanzenmaterial wachsen kann (KELLY et al. 2021). Zusätzlich wurde *Bsal* bei einigen privaten AmphibienhalterInnen nachgewiesen (SABINO-PINTO et al. 2015, FITZPATRICK et al. 2018). Es ist daher davon auszugehen, dass sich *Bsal* natürlicherweise ausbreitet und zusätzlich lokal anthropogen bedingt in die Natur gelangen kann.

Der langfristige Erhalt des Feuersalamanders in der Natur ist daher sehr stark gefährdet. Koordinierte Schritte zum Erhalt in menschlicher Obhut (ex situ) sind deshalb dringend notwendig (THOMAS et al. 2019). Im Folgenden soll dargelegt werden, welche Möglichkeiten es zur Implementierung eines Ex-situ-Programms zum Erhalt des Feuersalamanders in Bayern gibt.

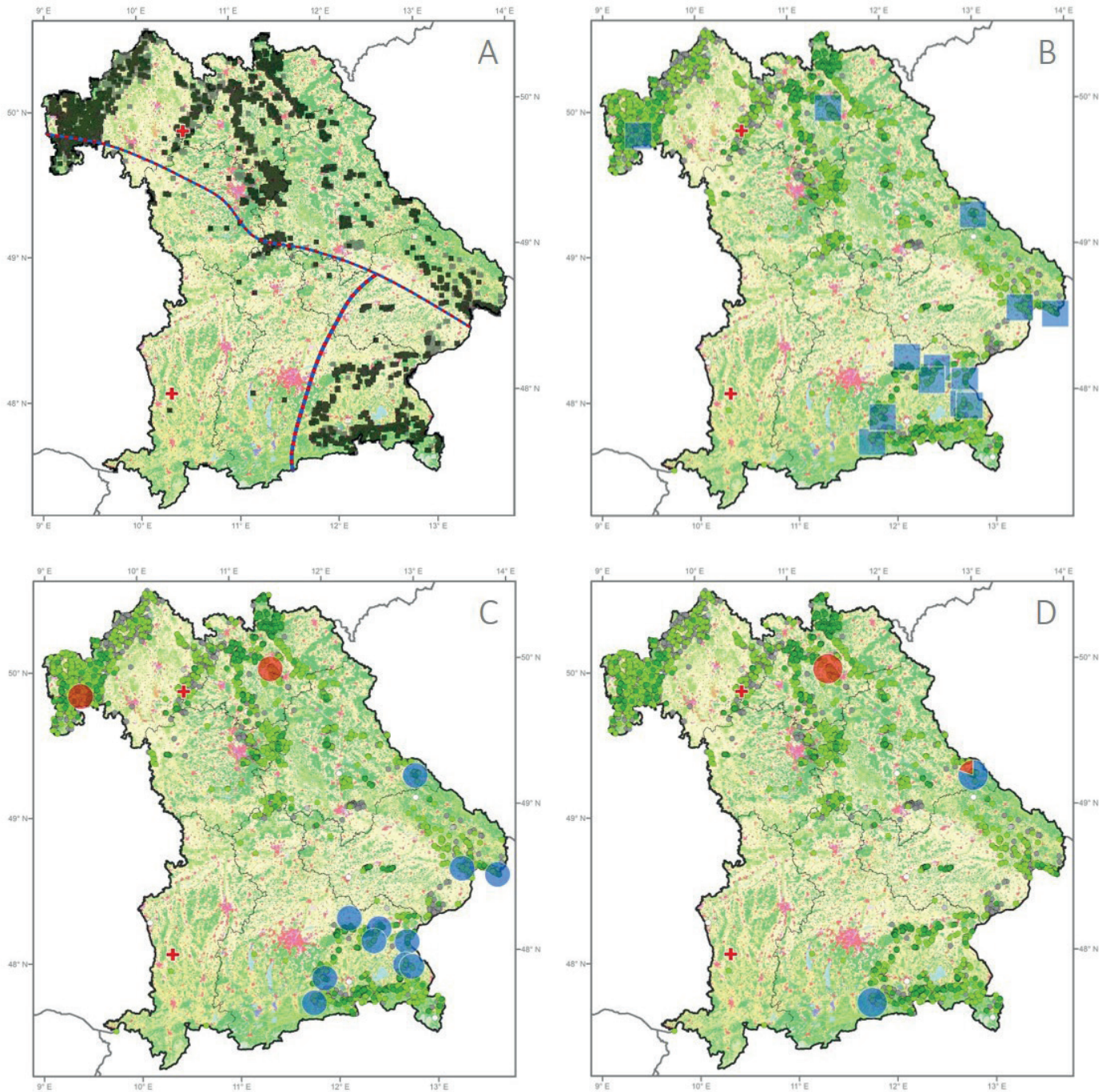


Abbildung 2: Verbreitung des Feuersalamanders (*Salamandra salamandra*) in Bayern, Daten aus dem Bayerischen Fachinformationssystem Naturschutz (FIS-Natur). Die bisher bekannten positiven *Bsal*-Nachweise sind mit einem roten Kreuz markiert (nach SCHMELLER et al. 2020, THEIN et al. 2020). (A) Fundpunkte in Quadraten sind nach Zeiträumen unterschieden, weiß = vor 1960, hellgrau = 1960 bis 1995, dunkelgrau = ab 1996. Die rotblauen Linien deuten die Verbreitungsgebiete der Unterarten an, im Südosten = *S. s. salamandra*, im Südwesten = *S. s. terrestris*, im Norden und Nordosten überschneiden sich beide Unterarten in einer relativ großen Hybridzone (nach VEITH et al. 1992, THIESMEIER 2004). In den Karten (B), (C) und (D) werden die Fundpunkte (kleine Kreise mit schwarzem Rand) unterschieden in Nachweise vor 1960 (weiß), 1960 bis 1980 (hellgrau), 1981 bis 1995 (dunkelgrau), 1996 bis 2014 (hellgrün) und 2015 bis 2020 (dunkelgrün). Die Nachweise und Aufteilung bis 2014 entspricht damit der von MALKMUS & VÖLKL (2019). Die Karten (B), (C) und (D) zeigen zusätzlich die Ergebnisse der genetischen Untersuchungen (PREISLER 2020): (B) mitochondriale DNA (D-loop), es handelt sich bei allen Populationen um den mit Haplotyp IIa (blaue Quadrate); (C) Mikrosatellitendaten, in Bayern werden zwei Cluster nachgewiesen; (D) ddRADseq Daten, hier werden ebenfalls in Bayern zwei Cluster aufgezeigt. Es handelt sich demnach in Bayern auf Grundlage der bisherigen vorläufigen genetischen Untersuchungen um zwei distinkte Linien. Die Unterart *S. s. terrestris* wurde in Bayern bisher nicht genetisch untersucht. Die genauen Abgrenzungen zwischen genetisch erkennbaren Gruppierungen sind aktuell unklar. Des Weiteren sind auf allen Karten die Grenzen der Regierungspräsidien eingezeichnet und im Hintergrund die Landbedeckung aus dem Jahr 2018 (CORINE LAND COVER 2018).

2) ZIEL DER MACHBARKEITSSTUDIE

Aufgrund der eingangs skizzierten Bedrohung des Feuersalamanders braucht es eine koordinierte Strategie zu dessen langfristigem Erhalt. Nur eine koordinierte Herangehensweise ermöglicht die effiziente Nutzung der notwendigen Ressourcen, erhöht die Wahrscheinlichkeit, dass Fehler nicht wiederholt werden und erlaubt die gemeinsame Beantwortung der zahlreichen offenen Fragen. Das Ziel der vorliegenden Studie ist es daher, folgende Fragen zu klären.

- A** Wie können Feuersalamanderpopulationen ex situ langfristig (siehe dazu 4.13) selbsterhaltend (also ohne Aufstockung durch weitere Tiere aus in situ Populationen) erhalten werden? Dabei verfolgt die Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders grundsätzlich folgende Ziele (nach IUCN 2014):
- Erhaltung einer oder mehrerer Populationen zur Absicherung gegen das lokale, regionale und globale Aussterben der Art sowie der Erhalt von weiteren Optionen für zukünftige Artenschutzprogramme.
 - Zeitliche Rettung vor einer akuten Bedrohung: *Bsal*.
 - Der Erhalt einer langfristigen Ex-situ-Population für potentielle Wiederauswilderungen oder Neuansiedlungen, falls möglich.
 - Quelle zur Wiederherstellung und Unterstützung bestehender Populationen.
 - Forschung zu grundsätzlichen Fragestellungen zur Biologie des Feuersalamanders und zur kontinuierlichen Verbesserung der Haltungsbedingungen.
 - Grundlage für Bildungs- und Sensibilisierungsprogramme.
- B** Was sind die jeweiligen Vor- und Nachteile der unterschiedlichen Ex-situ-Haltungsmöglichkeiten?
- C** Welche Risiken bestehen bei den unterschiedlichen Ex-situ-Haltungsoptionen?

Neben diesen offenen Fragen ist es ebenfalls wichtig zu betonen, welche Fragen die vorliegende Studie nicht beantworten kann.

- D** Wo kann in Bayern *Bsal* in Zukunft auftreten, beziehungsweise wie hoch ist die Wahrscheinlichkeit von Ausbrüchen für einzelne Vorkommen/Populationen? Mit anderen Worten: Diese Machbarkeitsstudie ist keine Risikoanalyse für Feuersalamander in Bayern oder die Art generell.
- E** Wie viele Populationen sollen ex situ gehalten werden und wie kann dadurch der Feuersalamander als Art mit seiner gesamten Vielfalt in Bayern erhalten werden? Eine Auswahl an Möglichkeiten wird in den Szenarien geschildert.

Diese zwei Fragen können nicht beantwortet werden, da die notwendige Datengrundlage nicht vorhanden ist. Beispielsweise ist noch nicht geklärt, nach welchen Kriterien Feuersalamanderpopulationen unterschieden werden können, weshalb die Frage nicht geklärt werden kann, wie viele es in Bayern gibt. Gleichzeitig sind zur Beantwortung obiger Fragen politische und gesellschaftliche Entscheidungen notwendig, die zum jetzigen Zeitpunkt noch nicht getroffen wurden.

Die vorliegende Studie zielt auch nicht darauf ab, Daten zur allgemeinen Biologie, Verbreitung oder Taxonomie des Feuersalamanders zusammenzufassen. Dazu gibt es zahlreiche exzellente Publikationen und einige umfangreiche Zusammenfassungen (beispielsweise THIESMEIER 2004, THIESMEIER & GROSSENBACHER 2004, SCHORN & KWET 2010, SEIDEL & GERHARDT 2016). Auch die aktuell erschienenen „Best Practice Guidelines“ der EAZA zu *S. s. terrestris* (BOGAERTS et al. 2021) fassen den derzeitigen Kenntnisstand für diese Unterart hervorragend zusammen und lassen sich vermutlich alle auf *S. s. salamandra* übertragen.

Ziel ist es, praktisch und pragmatisch zu erörtern, welche Möglichkeiten es zur langfristigen Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders in Bayern gibt. Die Informationen stammen vorwiegend aus SCHORN & KWET 2010, PASMANS et al. 2014, SEIDEL & GERHARDT 2016, 2021, GERHARDT & SEIDEL 2019 und BOGAERTS et al. 2021. Dabei sollen Vor- und Nachteile sowie Risiken der unterschiedlichen Varianten aufgezeigt werden. Trotz erfolgreicher Haltung und Vermehrung von Feuersalamandern in menschlicher Obhut seit mehreren Jahrzehnten bestehen im Detail unterschiedliche Möglichkeiten der konkreten Umsetzung. Bisher fehlen systematische (evidenz-basierte) Untersuchungen hierzu, und so stellt die vorliegende Machbarkeitsstudie auch die Bandbreite an dokumentierten Erfahrungen, Risiken und Möglichkeiten dar. Begonnen wird mit einem Überblick über die Literatur zu Fallbeispielen von Ex-situ-Haltungen, die für diverse Entscheidungen in der Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders hilfreich sein können. Anschließend werden die einzelnen Aspekte und Variationen der Haltung an sich dargestellt und daraus beispielhafte Haltungsszenarien entwickelt. Danach werden langfristige Perspektiven angedeutet und offene Fragen dargestellt, deren Beantwortung für den langfristigen Erfolg der Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders notwendig ist.

3) WISSENSSTAND DER EX-SITU-HALTUNG

Ex-situ-Haltung von bedrohten Arten wird schon seit geraumer Zeit praktiziert. Eine Gesamtübersicht erfolgreicher Programme für Tier- oder Pflanzenarten gibt es nicht. Aktuelle konservative Schätzungen gehen davon aus, dass Artenschutzprojekte das Aussterben von 10 Vogelarten und 5 Säugetierarten nicht verhindern konnten, jedoch bei Vögeln mindestens 21–32 und bei Säugetieren 7–16 Arten vor dem Aussterben bewahrt haben, wobei Ex-situ-Maßnahmen einen signifikanten Beitrag geleistet haben (bei 20 Vogelarten und 9 Säugetierarten) (BOLAM et al. 2020). Eine Datenbank, in der Ex-situ-Haltungen gelistet sind, ist ZIMS (Zoological Information Management System), die leider nicht öffentlich zugänglich ist. Mit dieser managen zahlreiche Einrichtungen ihre Ex-situ-Bestände. Für jede Art an einer Institution wird jeweils ein eigener „Bestand“ in ZIMS angelegt. Eine Auswertung (JACKEN et al. 2020) von ZIMS (es wurden Daten bis Mai 2017 berücksichtigt) und der Internetseite „Zootierliste“ (<https://www.zootierliste.de>) ergab, dass insgesamt 540 Amphibienarten in 4519 Beständen gehalten werden. Jedoch wurde eine erfolgreiche Reproduktion nur für 100 von 461 Arten angegeben. Der Grund für die Diskrepanz zwischen 540 und 461 Arten wird nicht angegeben, liegt aber vermutlich an den zwei unterschiedlichen Datenquellen (in ZIMS wird Reproduktion angegeben, in der „Zootierliste“ jedoch nicht). Bei den restlichen 361 Arten erfolgte in den 12 Monaten vor Datenbankabfrage keine Zucht. In 56 % der Fälle fand Reproduktion nur an einem Standort statt. Von den 461 Arten werden 113 als global bedroht geführt, für weniger als 50 % dieser bedrohten Arten wurde eine Fortpflanzung angegeben (JACKEN et al. 2020). Für Amphibien bietet die Datenbank der „Amphibian Ark“ (<https://progress.amphibianark.org/progress-of-programs>) ebenfalls eine gute erste Übersicht. Darin sind aktuell (Stand 22. Oktober 2021) 272 Ex-situ-Haltungen aufgeführt, verteilt auf 194 taxonomische Einheiten (diese beinhalten 187 beschriebene Arten sowie Unterarten und nicht beschriebene Arten) in weltweit ca. 109 Einrichtungen (teilweise werden die Einrichtungen nur als ASA-, AZA-, EAZA-, ZAA-Einrichtungen angegeben). Bei 125 Haltungen davon ist eine Nachzucht gelungen, aus 49 Beständen wurden Tiere wieder ausgewildert. Der früheste aufgeführte Bestand betrifft den Japanischen Riesensalamander (*Andrias japonicus*) und datiert aus 1971; diese Haltung wurde laut Datenbank 2011 „erfolgreich beendet“. Das letzte Update für einige Bestände datiert aus dem Jahr 2007, das heißt, es ist nicht in jedem Bestand der aktuelle Status verfügbar. Insgesamt sind 52 Haltungen als „beendet“ und 31 als „erfolgreich beendet“ aufgeführt. Demnach bestehen aktuell 189 Bestände mit 142 Arten in 110 Einrichtungen. Für die gehaltenen Arten bietet die Datenbank einen guten ersten Überblick (siehe 3.1). Der Feuersalamander ist in der Datenbank der Amphibian Ark bisher nicht aufgeführt. In ZIMS waren im September 2018 212 Feuersalamander ohne Angabe ihrer Unterart (7 Männchen, 6 Weibchen, 199 Individuen ohne Angabe des Geschlechts) in 29 Institutionen aus 14 Ländern aufgeführt, laut der Datenbank „Zootierliste“ wurden Feuersalamander in 41 Institutionen gehalten. Zusätzlich waren 110 *S. s. terrestris* (34 Männchen, 46 Weibchen, 30 ohne Angabe des Geschlechts) in ZIMS in sieben Institutionen (2 in Deutschland und je 1 in Litauen, Niederlande, Polen, Slowenien und Großbritannien) eingetragen. Laut „Zootierliste“ wird diese Unterart in vier Institutionen gehalten (3 in Deutschland und 1 in der Tschechischen Republik) (SPITZEN et al. 2018). Die Europäische Vereinigung der Zoos und Aquarien (European Association of Zoos and Aquaria, EAZA) verantwortet das Europäische Erhaltungszuchtprogramm (EEP) und gibt sogenannte „Best Practice Guidelines“ heraus. Bisher gibt es für fünf Amphibienarten ein EEP und für sieben Taxa „Best Practice Guidelines“ (siehe 3.1). Eine weitere Annäherung kann über die globale Rote Liste der IUCN (International Union for the Conservation of Nature) erfolgen. Dort werden anhand vorher definierter Kriterien Arten aufgrund ihrer Bedrohung in neun Kategorien eingeteilt. Die Kategorie „Extinct in the Wild“ beinhaltet dabei Arten, die in der Natur ausgestorben sind, aber in menschlicher Obhut überleben.

Der Unterschied ist jedoch in beiden Fällen (EAZA und IUCN), dass die Ausgangslage in der Regel eine andere als beim Feuersalamander ist. Bei Arten, für die koordinierte Ex-situ-Programme aufgesetzt werden oder die in der Natur als ausgestorben gelten, sind die Bestände meistens bereits stark reduziert, und sie sind nur noch mit wenigen Individuen, kleinen Populationen oder aus kleinen Verbreitungsgebieten bekannt. Arten in koordinierten Ex-situ-Programmen mit einer relativ hohen Anzahl an In-situ-Beständen wurden oftmals ursprünglich aus anderen Gründen und vor der Einführung koordinierter Programme bereits ex situ gehalten. Dazu ist es oftmals schwierig für Arten, die nicht direkt vom Aussterben bedroht sind, die behördlichen Ausnahmegenehmigungen zur Entnahme der Tiere und die Finanzierung einer Ex-situ-Haltung zu bekommen. Die Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders ist demnach eine Ausnahme, da die Art momentan noch weit verbreitet ist und zahlreiche individuenstarke Populationen aus einem großen Verbreitungsgebiet bekannt sind. Eine akute Gefährdung hat aber bereits begonnen, und diese wird mit großer Wahrscheinlichkeit in naher Zukunft zu dramatischen Rückgängen des Feuersalamanders führen. Dies bedeutet, dass man für das Ex-situ-Management noch die Wahl hat, wie viele Populationen erhalten werden können, wie viele Gründertiere in ex situ überführt werden sollen und damit wie viel Diversität auf unterschiedlichen Ebenen (Genetik, Ökologie etc.) erhalten werden soll. Zusätzlich bietet sich hier die Möglichkeit, die Haltungsbedingungen und das Populationsmanagement systematisch wissenschaftlich zu überprüfen und so langfristig nicht nur für den Feuersalamander, sondern auch für andere Arten zu verbessern.

3.1) AMPHIBIEN

Aktuell wird für die fünf folgenden Amphibienarten jeweils ein EEP geführt: Antillen-Pfeiffrosch (*Leptodactylus fallax*), Lemur-Laubfrosch (*Agalychnis lemur*), Schwarzaugen-Laubfrosch (*Agalychnis moreletii*), Pátzcuaro-Querzahnmolch (*Ambystoma dumerilii*), und Montseny-Gebirgsmolch (*Calotriton arnoldi*) (EAZA 2021a). *Leptodactylus fallax*, *A. dumerilii* und *C. arnoldi* haben natürlicherweise sehr kleine Verbreitungsgebiete. Das Vorkommen der beiden *Agalychnis*-Arten in Zentralamerika ist stark fragmentiert und bei *A. lemur* bereits dramatisch reduziert (IUCN 2021). Die Voraussetzungen für eine Ex-situ-Haltung sind dadurch andere als beim Feuersalamander und strategische Planungen zweitrangig. Dies bedeutet, dass keine unterschiedlichen Szenarien entwickelt und überprüft werden können. Des Weiteren hat die EAZA sieben „Best Practice Guidelines“ für Amphibien herausgegeben (EAZA 2021b), jeweils für: Geburtshelferkröten (*Alytes* sp.), *L. fallax*, Oku-Krallenfrösche (*Xenopus longipes*), *A. dumerilii*, Sardische Gebirgsmolche (*Euproctus platycephalus*), drei Schwimmwühlen-Arten (*Typhlonectes compressicauda*, *T. natans*, *Potamotyphlus kaupii*) sowie den (Gestreiften) Feuersalamander *S. salamandra (terrestris)*. In diesen Richtlinien wird einerseits die Biologie der Arten zusammengefasst, und andererseits werden Haltungsempfehlungen gegeben. Strategische Überlegungen, Szenarien, konkrete Kosten und Ressourcenbedarf spielen keine zentrale Rolle. Die „Best Practice Guidelines“ des Feuersalamanders (BOGAERTS et al. 2021) gehören zu den zentralen Grundlagen der vorliegenden Machbarkeitsstudie, daher soll hier nicht näher darauf eingegangen werden.

Erfolgreich gehalten, nachgezüchtet und wieder ausgewildert werden unter anderem die Mallorca-Geburtshelferkröte (*Alytes muletensis*) (BULEY & GARCIA 1997, IUCN 2021), *L. fallax* (<https://www.mountainchicken.org/>), *C. arnoldi* (CARRANZA & AMAT 2005, CARBONELL et al 2014, IUCN 2021) und *Tylotriton vietnamensis* (ZIEGLER et al. 2020, RAUHAUS & ZIEGLER 2021). Alle vier Arten haben natürlicherweise sehr kleine Verbreitungsgebiete, die durch anthropogene Ursachen und den Chytridpilz *Bd* stark bedroht (mit Ausnahme von *T. vietnamensis*) sind. Bemerkenswert ist, dass *A. muletensis* und *T. vietnamensis* inzwischen nicht nur von Zoos, sondern auch von PrivathalterInnen im Rahmen von Citizen Conservation neben weiteren Arten erfolgreich gehalten und nachgezogen werden. Für *C. arnoldi* wurde 2007 mit 20 Tieren ein Ex-situ-Erhaltungsprogramm gegründet, in dem über 1700 Nachzuchten erfolgreich großgezogen wurden (CARBONELL et al. 2016). Ein Vergleich der genetischen Diversität der Tiere in ex situ mit In-situ-Daten nach 10 Jahren ergab, dass die genetische Diversität in menschlicher Obhut zu gering ist, weitere Tiere aus anderen Lokalitäten in ex situ überführt werden und distinkte genetische Linien gemanagt werden sollten (VALBUENA-URENA et al. 2017). Weitere zukünftig genetische Datenerhebungen werden zeigen, ob dies erfolgreich war.

Die Houston-Kröte (*Anaxyrus houstonensis*) besitzt ebenfalls ein relativ kleines Verbreitungsgebiet im Süden von Texas, USA, und war die erste Amphibe, welche in den USA durch den „Endangered Species Act“ im Jahr 1978 unter Schutz gestellt wurde (IUCN 2021). Eine Ex-situ-Erhaltungszucht wird vom Houston Zoo durchgeführt, und jährlich werden zahlreiche Eier, juvenile und adulte Kröten wieder ausgewildert (IUCN 2021, <https://progress.amphibianark.org/orgs/30/programs/show/15>). Dabei werden zwei genetische Linien berücksichtigt und separat gemanagt (<https://progress.amphibianark.org/orgs/30/programs/show/15>). Die Houston-Kröte wird zwar erfolgreich in großer Zahl gezüchtet, aber im natürlichen Verbreitungsgebiet zeichnet sich bisher keine Verbesserung des Zustands der Population ab (IUCN 2021, <https://progress.amphibianark.org/orgs/30/programs/show/15>). Gründe hierfür sind der weiter voranschreitende Habitatverlust sowie eine außergewöhnliche Trockenperiode von 2008 bis 2011 mit katastrophalen Feuern (USFWS 2020).

Die Puerto-Rico-Haubenkröte (*Peltophryne lemur*) hat auf Puerto Rico und benachbarten Inseln sehr kleine, stark fragmentierte Vorkommen. In drei Gebieten ist die Art bereits ausgestorben, in drei ist der Status unbekannt, in fünf Gebieten wurde sie wieder ausgewildert, und in einem Gebiet überlebt die Art (IUCN 2021). Ex-situ-Haltung existiert seit 1980 (PAINE 1989), und aktuell wird die Art in 30 Zoos gehalten, der auf 48 Tiere zurückgeht, von denen bisher aber nur 16 zum Genpool beigetragen haben (BURGER et al. 2021). Aus genetischer Sicht gilt die Ex-situ-Population daher als nicht überlebensfähig, und es sollen 10–20 Tiere alle 4–8 Jahre aus der Natur in die Ex-situ-Haltung aufgenommen werden. Langfristig ist das Projekt mit zahlreichen Risiken behaftet, da das Überleben der freilebenden Populationen nicht gesichert ist, weshalb eine künstliche Befruchtung von Ex-situ-Weibchen mit tiefgefrorenen Spermien von hormonell behandelten wildlebenden Männchen getestet wurde (BURGER et al. 2021). Das Verfahren ist relativ aufwändig, hat aber den Vorteil, dass das Populationsmanagement einfacher ist, da gezielte künstliche Befruchtungen anhand genetischer Merkmale durchgeführt werden können.

Der Mississippi-Gopherfrosch (*Lithobates sevosus*) hatte ehemals ein größeres Verbreitungsgebiet im Süden der USA in der Nähe von New Orleans. Inzwischen ist dies auf drei voneinander isolierte Populationen geschrumpft (IUCN 2021). Ähnlich wie bei *A. houstonensis*, *A. baxteri* und *P. lemur* sind die Hauptursachen anthropogen bedingter Habitatverlust, der Chytridpilz *Bd* und Dermocystiden (parasitische Einzeller) (IUCN 2021). Die Art wird ex situ erhalten, die Gründertiere scheinen noch zu leben, und die genetische (allelische) Diversität der Gründertiere entspricht in etwa der der wildlebenden Population (<https://progress.amphibianark.org/orgs/11/programs/show/123>). Generell sind aber wenige Informationen zu seiner Ex-situ-Haltung zu finden.

Der Titicaca-Riesenfrosch (*Telmatobius culeus*) kommt nur im gleichnamigen See sowie in wenigen angrenzenden kleinen Seen vor. Es wird davon ausgegangen, dass die Populationen aufgrund von Übernutzung, Umweltverschmutzung, nicht-heimischen Fischarten und *Bd* stark zurückgegangen sind (IUCN 2021). Seit 2010 wird die Art erfolgreich in Lima in Peru nachgezogen, seit 2012 in Cochabamba in Bolivien, seit 2015 im Zoo in Denver/USA gehalten und seit 2017 dort auch nachgezogen (https://www.wikiwand.com/en/Telmatobius_culeus, HONIGS et al. 2021). Aktuell werden in 12 Zoos über 3000 Tiere gehalten (<https://zoo.wroclaw.pl/en/the-frog-as-an-aphrodisiac.htm>), in der Amphibian-Ark-Datenbank sind dagegen nur vier Haltungen aus vier Zoos aufgeführt. Seit 2019 wird die Art im Aquazoo Lößbecke Museum in Düsseldorf gehalten und vermehrt (HONIGS et al. 2021), außerdem im Allwetterzoo Münster (WAGNER pers. Komm.) und dem Tiergarten Schönbrunn (WEISSENBACHER pers. Komm.). Seit Januar 2022 wird sie auch von Privatpersonen im Rahmen von Citizen Conservation betreut.

In Australien werden aktuell 14 Amphibienarten ex situ gehalten und nachgezüchtet, und weitere Arten wurden früher gehalten oder werden in Zukunft dafür empfohlen (MURRAY et al. 2011, McFADDEN et al. 2018). Hervorzuheben ist dabei, dass zwar auch eine Reihe von Faktoren für Populationsrückgänge einzelner Arten verantwortlich sind, *Bd* jedoch als die Hauptursache angesehen wird (McFADDEN et al. 2018). Das erste erfolgreiche Programm mit einer australischen Art (Gold-Laubfrosch, *Litoria aurea*) begann 1994, und seit Mitte der 2000er nimmt die Zahl der Programme stetig zu. Dabei werden aktuell ausschließlich australische Arten in fünf staatlichen und vier privaten Einrichtungen ex situ gehalten. Die Ziele der Ex-situ-Haltung variieren je nach Art sowie dem Status und den Ursachen ihrer Bedrohung. Dabei werden vier Ziele unterschieden: Absicherung der Population gegen direktes Aussterben, Produktion von Nachwuchs für Naturschutzforschung, Wiederansiedlungen und als Botschafter für Bildung und Einwerbung von Geldern. Dennoch können mehrere Ziele in einem Programm verfolgt werden. Bemerkenswert sind das erfolgreiche Ex-situ-Programm für den Baw-Baw-Frosch (*Philoria frosti*) (<https://progress.amphibianark.org/orgs/4/programs/show/148>), HOLLIS 2004, 2011), welches 2011 gegründet wurde, nachdem ein starker Populationsrückgang festgestellt wurde. Hier wurde in kurzer Zeit effektiv reagiert. Die Programme für den Südlichen-Corroboree-Frosch (*Pseudophryne corroboree*) (McFADDEN et al. 2013) und den Nördlichen-Corroboree-Frosch (*Pseudophryne pengilleyi*) (<https://progress.amphibianark.org/orgs/75/programs/show/157>) erlangten große mediale Aufmerksamkeit. Beide Arten wurden erfolgreich in fünf Institutionen nachgezogen und teilweise ausgewildert (CANESSA et al. 2014, UMBERS et al. 2019, <https://progress.amphibianark.org/orgs/75/programs/show/157>). Für beide Arten wurden genetische Managementpläne entwickelt, da die üblichen Werkzeuge (beispielsweise PMx), die von einer Paarung zwischen einem Männchen und einem Weibchen ausgehen, nicht passend waren (LEES et al. 2013). Das Vorgehen wird „maximal avoidance of inbreeding (MAI)“ (PRINCÉE 1995) genannt und teilt die Ex-situ-Population in Zuchtgruppen ein. Nach einem vorher bestimmten Schema werden dabei alle Tiere eines Geschlechts mehrfach von Gruppe zu Gruppe verschoben. Nach einem bestimmten Zeitpunkt sind alle Gruppenpaarungsmöglichkeiten ausgeschöpft, und eine Inzucht kann nicht mehr verhindert, sondern nur noch durch erneutes Rotieren minimiert werden (LEES et al. 2013; siehe dazu auch Kapitel 5).

In der globalen Roten Liste der IUCN werden aktuell zwei Amphibienarten als „Extinct in the Wild“ aufgeführt: die Kihansi-Gischtkröte (*Nectophrynoides asperginis*) und die Wyoming-Kröte (*Anaxyrus baxteri*). Das Verbreitungsgebiet der Kihansi-Gischtkröte umfasst nur eine einzige Schlucht in Tansania, wo die 1996 entdeckte Art (POYNTON et al. 1999) die maximal 4 ha große Gischtzzone des Wasserfalls bewohnte (CHANNING et al. 2006). Aufgrund der Konstruktion eines Wasserkraftwerkes reduzierte sich die Wassermenge des Wasserfalls erheblich, das Habitat der Kröte veränderte sich (RIJA et al. 2011), und ein aufwändiges Sprinklersystem wurde installiert, um sie in situ zu erhalten. Trotzdem kam es zu einem dramatischen Einbruch der In-situ-Population bis hin zu ihrem Erlöschen (CHANNING et al. 2006, HAWKES et al. 2008). Als Gründe hierfür wurden Pestizide im Einzugsbereich des Wasserfalls, eine Invasion von Treiberameisen (*Dorylus* sp.) und der Chytridpilz *Bd* vermutet (CHANNING et al. 2006). Neuere Auswertungen deuten auf *Bd* als proximale Ursache hin (WELDON et al. 2020). Im Jahr 2000 wurden 499 Tiere in Ex-situ-Haltung in mehrere Standorte in die USA überführt (LEE et al. 2006). Die Ex-situ-Population reduzierte sich im Laufe der Zeit aufgrund von Lungenparasiten auf 15 %, erholte sich aber anschließend wieder (NAHONYO et al. 2017). Seit 2010 wird die Art auch an zwei Standorten in Tansania mit mehreren tausend Individuen gehalten, und regelmäßige Auswilderungen finden statt (NAHONYO et al. 2017, 2019). Über die genetische und ökologische Diversität ist nichts bekannt und ein Überleben der In-situ-Population aufgrund des nun stark veränderten Habitats, *Bd* und anderen Faktoren ungewiss (NAHONYO et al. 2019).

Die Wyoming-Kröte (*Anaxyrus baxteri*) war in den 1950ern noch eine häufige Art, allerdings mit einem relativ kleinen Verbreitungsgebiet in den USA. Seit Mitte der 1980er gilt sie in der Natur als ausgestorben. Sie kommt zwar noch an einem Gewässer im Verbreitungsgebiet vor, allerdings nur, da kontinuierlich Jungtiere ausgewildert werden (PARKER et al. 2000, GERAUD & KEINATH 2004). Als Gründe für den Rückgang werden Prädatoren und ein Pilz vermutet (TAYLOR et al. 1999, PARKER et al. 2000, GERAUD & KEINATH 2004). Zusätzlich verändert sich das Habitat durch Trockenheit (USFWS 2002). Ein Überleben in der Natur ist auch hier ungewiss (ESTES-ZUMPF & KEINATH 2012).

Seit kurzem gibt es zusätzlich zur Roten Liste auch eine „Grüne Liste“ der IUCN. Ziel ist es, den Schutzerfolg für einzelne Arten zu quantifizieren und damit hervorzuheben (AKÇAKAYA et al. 2018, STEPHENSON et al. 2019, GRACE et al. 2021). Die Bewertungen darin sind mit Vorsicht zu betrachten und gelten nur als Nachweis, dass das Konzept umsetzbar ist, und nicht als offizielle Beurteilung. Darin wurden bisher sieben Amphibienarten bewertet („species recovery score“ in Klammern): *Anaxyrus houstonensis* (33,3 %), *Leptodactylus fallax* (6,7 %), *Lithobates sevosus* (11,1 %), *Mantella aurantiaca* (33,3 %), *Rhinoderma darwini* (39,6 %), *Rhinoderma rufum* (0 %), *Telmatobius yuracare* (33,3 %). Insgesamt wurden 181 Arten bearbeitet. Arten, die ausgestorben sind, haben einen „species recovery score“ von 0 %; Arten, die als „gerettet“ angesehen werden, haben einen von 100 % (GRACE et al. 2021). Obwohl nur eine geringe Anzahl an Arten vorläufig bewertet wurde, zeigt sich, dass trotz massiver Bedrohungen einzelner Arten in der Natur Ex-situ-Programme (beispielsweise für *A. houstonensis*, *L. fallax*, *L. sevosus*, *R. darwini*) wesentlich dazu beitragen, dass diese Arten nicht aussterben.

Zusammenfassend zeigt sich, dass Ex-situ-Programme für Amphibien erfolgreich sein können, aber im Laufe der Zeit eine Reihe von Schwierigkeiten auftreten können. Selbst bei einer größeren Anzahl an Gründertieren (mehrere hundert) kann sich der effektive Genpool in kurzer Zeit stark reduzieren. Eine sorgfältige genetische Datengrundlage ermöglicht ein langfristiges erfolgreiches Ex-situ-Management. Dabei gibt es eine Reihe von Faktoren, die hierfür wichtig sind. Grundsätzlich empfiehlt es sich, proaktiv, adaptiv und evidenz-basiert zu handeln und langfristige Planungssicherheit, auch bei Arbeitskräften, zu gewährleisten (KARLSDOTTIR et al. 2021 und Referenzen darin).

3.2) ANDERE ARTEN

Die IUCN listet in der globalen Roten Liste insgesamt 80 Arten als „Extinct in the Wild“ (EW). Betroffen sind 43 Pflanzen und 37 Tiere. Bei den Tieren sind 14 Arten Mollusken (Gastropoden): *Aylacostoma chloroticum*, *Aylacostoma guaraniticum*, *Aylacostoma stigmaticum*, *Partula dentifera*, *Partula faba*, *Partula hebe*, *Partula mirabilis*, *Partula mooreana*, *Partula nodosa*, *Partula rosea*, *Partula suturalis*, *Partula tohiveana*, *Partula tristis* und *Partula varia*. Die Gattung *Aylacostoma* beinhaltet tropische Süßwasserschnecken aus Südamerika, das Habitat der drei Arten ist aufgrund von Überflutungen durch einen Staudamm verloren, für eine weitere Art (*A. brunneum*) wird dies ebenfalls vermutet (VOGLER et al. 2014). Zwei Arten werden seit 1990 ex situ in Argentinien erhalten (VOGLER et al. 2015). Die Arten der Gattung *Partula* sind baumbewohnende Schnecken der polynesischen Inseln. Die Mehrzahl der Arten gilt als ausgestorben, 15 Arten überleben ex situ in 10 Institutionen, Haltungsempfehlungen wurden veröffentlicht (CLARKE 2019). Zwei Arthropodenarten sind als EW geführt, *Leptogryllus deceptor* (eine ehemals endemische Grille auf Hawaii, zu der keine aktuellen Informationen gefunden werden konnten) und *Thermosphaeroma thermophilum* (eine Assel, die nur in einer Thermalquelle in New Mexico in den USA gefunden wurde und dort aktuell in vier Ex-situ-Einrichtungen gehalten wird (https://en.wikipedia.org/wiki/Thermosphaeroma_thermophilum)). Bei den Wirbeltieren werden 10 Fischarten (*Allotoca goslinei*, *Cyprinodon alvarezii*, *Cyprinodon longidorsalis*, *Cyprinodon veronicae*, *Notropis amecae*, *Oncorhynchus kawamurae*, *Skiffia francesae*, *Stenodus leucichthys*, *Xiphophorus couchianus*, *Xiphophorus meyeri*), zwei Reptilien (*Cryptoblepharus egeriae*, *Lepidodactylus listeri*; jeweils ein Skink und ein Gecko der Weihnachtsinsel), fünf Vögel (*Corvus hawaiiensis* [Hawaii Krähe], *Cyanopsitta spixii* [Spix-Ara], *Mitu mitu* [Mituhokko], *Topidiramphus cinnamominus* [Guam Eisvogel], *Zenaidura macroura* [Socorro-Taube]) und zwei Säugerarten (*Oryx dammah* [Säbelantilope], *Elaphurus davidianus* [Miluhirsch]) als EW genannt (IUCN 2021). Leider ist die Rote Liste der IUCN nicht immer aktuell, und weitere Arten überleben nur durch Ex-situ-Haltung, die hier nicht aufgeführt sind. Die meisten der Arten hatten sehr kleine natürliche Verbreitungsgebiete (mit Ausnahme von *Oryx dammah*), oftmals kleine Inseln, und anthropogene Ursachen haben die Habitate extrem reduziert oder komplett verschwinden lassen. Es überlebten nur sehr wenige Individuen, und die genetische Diversität der Ex-situ-Population ist vermutlich in allen Fällen sehr gering. Als Vorbild für ein Populationsmanagement der Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern können daher vermutlich am ehesten Programme mit Invertebraten, Fischen und anderen Amphibien herangezogen werden, da diese meist in Gruppen gemanagt werden. In ihrer genetischen Diversität ist vermutlich aber keine der Arten vergleichbar, da alle Populationen durch einen „genetischen Flaschenhals“ gegangen sind.

4) EX-SITU-HALTUNG

4.1) GRÜNDERTIERE

Mit den sogenannten Gründertieren wird eine Ex-situ-Population begonnen. Diese sollten im Idealfall bereits geschlechtsreif sein, damit direkt überprüft werden kann, ob eine F1-Generation gezeugt werden kann. Mit dieser F1-Generation hat man dann auch gleich eine „Absicherung“ der F0-Generation. Eine Alternative ist die Entnahme von Larven aus dem Habitat der Gründerpopulation. In Terrarienhaltung tritt die Geschlechtsreife beim Feuersalamander mit drei bis vier (gelegentlich fünf) Jahren ein (SEIDEL & GEBHARDT 2016), in der Natur etwas später mit sechs Jahren (SEIFERT 1991). Ideal wäre eine genetische Untersuchung aller Gründertiere, um die genetische Diversität (allelische Vielfalt, Heterozygotie und genetische Differenzierung; siehe 6.7) der Ex-situ-Gründerpopulation zu kennen. Das Monitoring der genetischen Diversität über die Zeit und der Vergleich mit der genetischen Diversität von In-situ-Populationen sind wichtige Kriterien zur Abschätzung des Erfolgs der Ex-situ-Erhaltungszucht.

Wichtig für die Auswahl der Gründertiere sind die folgenden drei Fragen:

- A** Wie viele Individuen sollen von einer Population in die Ex-situ-Haltung überführt werden?
- B** In welchem Verhältnis sollen die Geschlechter ausgewählt werden?
- C** Sollen dabei bestimmte weitere Merkmale (beispielsweise Farbvariationen; siehe 4.1.3 und 4.1.4) berücksichtigt werden?

4.1.1) ZAHL DER INDIVIDUEN EINER EX-SITU-POPULATION

Wie viele Individuen von einer Population in ein Ex-situ-Programm überführt werden sollen, hängt von unterschiedlichen Faktoren ab. Nutzt man beispielsweise hierfür das „Amphiban Ark Founder Calculation Tool“, sind vier Faktoren entscheidend, die Werte hierzu können für die ersten drei Faktoren in Klassen angegeben werden (in Klammern):

- A** Das Alter, ab dem sich Individuen fortpflanzen können (< 1 Jahr / 1–5 Jahre / > 5 Jahre)
- B** Wie viele Jahre sich Individuen reproduzieren können (< 5 Jahre / 5–15 Jahre / > 15 Jahre)
- C** In welcher Form die Ex-situ-Population gemanagt wird (Individuell / Gruppe)
- D** Wie lange das Ex-situ-Programm dauern soll (hierzu werden Werte für folgende Jahre errechnet: ≤ 25, 40, 55, 70, 85 und 100 Jahre)

Unter der Annahme, dass Feuersalamander sich nicht unter einem Alter von einem Jahr fortpflanzen können und nicht mehr als 5 Jahre bis dahin benötigen, fallen sie in die Kategorie „1–5 Jahre“ (SEIFERT 1991; SEIDEL & GERHARDT 2016). Daraus ergeben sich unterschiedliche minimale Zielpopulationen, deren Individuen alle zum Erreichen der vorher festgelegten genetischen Ziele beitragen (siehe Tabelle 1).

Der zweite wichtige Faktor, der in den Modellrechnungen bisher nicht adäquat berücksichtigt wird, ist die Unsicherheit, die mit der jeweiligen Ex-situ-Haltung verknüpft ist. Die meisten Modelle gehen davon aus, dass die Haltung an sich risikofrei ist. Je nach Haltungssystem (siehe 4.4) bestehen aber unterschiedliche Risiken, dass einzelne Tiere sterben oder die gesamte Ex-situ-Population erlischt, beispielsweise durch Einschleppung von Krankheiten oder technische Katastrophen. Auch bestehen keine dokumentierten Erfahrungen mit Ex-situ-Haltungen zum Feuersalamander über so lange Zeiträume und damit Generationen (siehe unter anderem 6.5). Die Risiken können durch eine diversifizierte Haltung (siehe 4.4), Streuung der Standorte (siehe 4.12) und unterschiedliches Populationsmanagement (siehe 5) reduziert werden.

Tabelle 1: Anzahl der minimal notwendigen Individuen für eine Ex-situ-Population, um die genetischen Ziele zu erreichen (berechnet mit dem „Amphiban Ark Founder Calculation Tool“). In den ersten drei Zeilen werden die Annahmen aufgeführt, die den Annahmen A) bis C) im Text entsprechen (siehe Spalte 1). Wird die Population individuell gemanagt, wird eine effektive Populationsgröße von 0,3 angenommen, wird sie als Gruppe gemanagt, wird sie auf 0,15 festgelegt. Zeile fünf gibt die berücksichtigte Generationszeit an. Wieso diese in den Berechnungen bei 5 Jahren festgelegt wird, wenn Individuen erst mit 5 Jahren geschlechtsreif werden, muss noch geklärt werden, vermutlich handelt es sich hierbei um einen Fehler im „AARK Founder Calculation Tool“ (FIENIEG pers. Komm.). Zeilen sechs bis elf listen die unterschiedlichen möglichen Laufzeiten (D) und wie viele Individuen dann jeweils benötigt werden. Dies berücksichtigt nur genetische Ziele, Populationsgrößen unter 100 Individuen werden oft als zu klein angesehen, um demographische Ziele zu erreichen. Das genetische Ziel lautet, 90 % der genetischen Diversität über die gesamte Laufzeit des Programms zu erhalten.

A	Fortpflanzungsalter	1–5 Jahre	1–5 Jahre	1–5 Jahre	1–5 Jahre	> 5 Jahre	> 5 Jahre	> 5 Jahre	> 5 Jahre
B	Reproduzierfähige Jahre	5–15 Jahre	5–15 Jahre	> 15 Jahre	> 15 Jahre	≤ 15 Jahre	≤ 15 Jahre	> 15 Jahre	> 15 Jahre
C	Management	Individuell	Gruppe	Individuell	Gruppe	Individuell	Gruppe	Individuell	Gruppe
Generationszeit		6 Jahre	6 Jahre	7 Jahre	7 Jahre	5 Jahre	5 Jahre	10 Jahre	10 Jahre
D	Laufzeit des Programms	Mindestgröße der genetischen Zielpopulation							
	≤ 25 Jahre	70	140	60	115	80	160	45	80
	40 Jahre	110	225	95	185	130	255	65	130
	55 Jahre	150	300	125	250	175	350	90	180
	70 Jahre	190	370	160	320	225	445	115	225
	85 Jahre	225	450	195	390	270	540	140	270
	100 Jahre	265	530	230	455	320	635	160	320

Die Tiere für eine Ex-situ-Population (Larven oder Adulte) können entweder aus In-situ-Populationen entnommen werden oder aus bereits bestehenden Ex-situ-Haltungen kommen (siehe SPITZEN et al. 2018). Auch Individuen, die im Rahmen des *Bsal*-Monitorings positiv getestet und erfolgreich mit der Wärmebehandlung geheilt wurden, können als Gründertiere verwendet werden. Bei Individuen aus bestehenden Ex-situ-Haltungen muss die Herkunft der Tiere einwandfrei geklärt sein (oder im Nachhinein geklärt werden) und bei Entnahmen aus In-situ-Populationen exakt dokumentiert werden. In beiden Fällen kann dies durch eine ausreichende Dokumentation oder durch eine genetische Analyse erfolgen. Sollten Zweifel zum Ursprung der Tiere bestehen, empfiehlt es sich immer, diese durch eine genetische Analyse zu überprüfen oder zumindest genetische Proben der Gründertiere für eine spätere Analyse bereits zu sammeln und adäquat zu lagern.

4.1.2) AUSWAHL DER GESCHLECHTER

Die Auswahl des Geschlechterverhältnisses hängt vom jeweiligen Reproduktionssystem der Art ab. Wie unter 4.1.1) zu erkennen ist, geht man beim Feuersalamander wie bei den meisten Arten davon aus (AARK FOUNDER CALCULATION TOOL 2021), dass man gleich viele Männchen wie Weibchen in die Ex-situ-Haltung überführt.

Für den langfristigen Ex-situ-Erhalt des Feuersalamanders über mehrere Generationen hinweg ist es eine Herausforderung, dass das Geschlecht bei Larven bisher nicht bestimmt werden kann, sondern zweifelsfrei je nach Erfahrung erst bei metamorphosierten Tieren ab einer Gesamtlänge von 10–12 cm (SEIDEL & GERHARDT 2016) oder ca. 14 cm (BOGAERTS et al. 2021) erkannt werden kann (siehe 4.8 und 6.6).

4.1.3) CONSERVATION UNITS

Vom Feuersalamander sind aus dem gesamten Verbreitungsgebiet zahlreiche unterschiedliche Farb- und Zeichnungsvarianten bekannt. Oftmals korrespondieren diese phänotypischen Variationen mit beschriebenen Unterarten. Dies ist aber nicht zwingend notwendig, wie das Beispiel der unterschiedlichen Reproduktionsstrategien zeigt (siehe 4.1.4), und inwieweit es weitere phänotypische Variationen (Physiologie oder Verhalten) gibt, ist unbekannt. In Bayern sind zwei Unterarten bekannt, der Gefleckte (*Salamandra salamandra salamandra*) und der Gestreifte Feuersalamander (*Salamandra salamandra terrestris*), die sich in ihrem Färbungsmuster unterscheiden. Die jeweiligen Verbreitungsgebiete überlappen sich in Bayern sehr stark (siehe VEITH et al. 1992, THIESMEIER 2004; Abbildung 2), die genaue Lage und das Ausmaß dieses Überlappungsgebietes beider Unterarten ist unbekannt. Beide Unterarten hybridisieren darin, so dass hier eine „Mischform“ entsteht. Diese „Mischform“ bezieht sich sowohl auf den Phänotyp, in diesem Fall das Farbmuster, als auch den Genotyp, die genetische Zusammensetzung. Aktuell werden in Bayern zwei getrennte genetische Linien anerkannt (siehe PREISSLER 2020 und Abbildung 2). Diese zwei genetischen Linien repräsentieren vermutlich Individuen aus der Hybridzone („Mischform“) und der Unterart *S. s. salamandra*. Bisher liegen aus Bayern keine genetischen Daten aus dem Südwesten vor (PREISSLER 2020). Ob diese isolierten Populationen (siehe Abbildung 2) mit der Unterart *S. s. terrestris* oder einer dritten genetischen Linie, die von PREISSLER (2020) in Baden-Württemberg nachgewiesen wurde, korrespondieren, bleibt spekulativ. Jede genetische Linie muss unabhängig voneinander ex situ erhalten werden, das heißt, es werden aus jeder genetischen Linie eigene Gründertiere benötigt und diese dürfen im Ex-situ-Programm nicht mit Individuen anderer genetischer Linien verpaart werden. Beim Feuersalamander in Bayern definieren daher aktuell genetische Merkmale die „Conservation Units“ (siehe PREISSLER et al. 2020). Ob phänotypische Unterschiede berücksichtigt werden sollten, ist bisher unbekannt.

4.1.4) WEITERE MÖGLICHE KRITERIEN

Inwieweit es lokale Anpassungen einzelner Regionen oder Feuersalamanderpopulationen gibt, ist oftmals wenig untersucht. Bei der Auswahl der Gründertiere können auch andere lokale Anpassungen berücksichtigt werden. So wurde im Kottenforst in Nordrhein-Westfalen festgestellt, dass die dortigen Feuersalamander ihre Larven sowohl in fließende Gewässer als auch stehende Gewässer absetzen (HENDRIX et al. 2017). Diese kleinräumigen, lokalen Unterschiede äußern sich auch in einer genetischen Differenzierung, so dass zwei distinkte genetische Linien nachgewiesen werden konnten (HENDRIX et al. 2017). In Bayern sind die Mehrzahl (75 %) der Larvennachweise aus Fließgewässern, aber auch in kleinen (beispielsweise Gräben, Tümpeln) und mittleren (beispielsweise Teiche und Weiher) stehenden Gewässern wurden Larven gefunden (MALKMUS & VÖLKL 2019). Es wird angenommen, dass es sich hierbei um verdriftete Larven handelt, eine lokale Anpassung wie in Nordrhein-Westfalen wurde bisher nicht festgestellt, kann aber nicht ausgeschlossen werden.

Bei der Auswahl der Gründertiere können ebenfalls individuelle Merkmale berücksichtigt werden, wie beispielsweise der Gesundheitszustand. Inwieweit sich dieser auf die Ex-situ-Haltung auswirkt, ist unklar. Aus Sicht des Populationsmanagements besteht aber kein Grund, außer bei offensichtlichen Krankheiten oder Verletzungen, Tiere nicht in die Ex-situ-Haltung zu überführen. Offensichtlich kranke (inkl. *Bsal*) oder verletzte Salamander sollten von den anderen separiert und veterinärmedizinisch versorgt werden, ihr Zustand sollte dokumentiert werden. Die Tiere können anschließend in gesundem Zustand in das Ex-situ-Programm überführt werden.

Inwiefern es einen Unterschied macht, zu welcher Saison die Tiere aus der Natur entnommen werden, beispielsweise während einer der beiden Hauptaktivitätsperioden im Frühjahr oder im Herbst, ist ebenfalls ungeklärt. Für eine Entnahme im Frühjahr spricht, dass die Weibchen dann in der Regel sofort ihre Larven absetzen und die F1-Generation damit direkt aufgezogen werden kann. Unter Umständen können die Weibchen dann direkt wieder in ihr natürliches Habitat zurückgesetzt werden, vor allem wenn in dieser Population noch kein *Bsal*-Ausbruch beobachtet wurde (siehe auch 7). Dadurch wäre der Einfluss auf die natürliche Population sehr gering. Allerdings besteht bis zu einer Gesamtlänge von ca. 10–14 cm die Unsicherheit, welche Geschlechter die Tiere haben (siehe 6.6). Dadurch ist unklar, ob das gewünschte gleiche Verhältnis beider Geschlechter mit dieser Larvengeneration erreicht wird. Auch ist die Überlebenswahrscheinlichkeit bei Larven geringer als bei adulten Tieren, so dass die Absicherung der Population einem größeren Risiko unterliegt, bis die F1-Generation sich erfolgreich fortgepflanzt hat. Adulte Tiere können im Frühjahr auch durch die Überwinterung körperlich geschwächt sein, so dass erhöhte Vorsicht in der Quarantäne und bei der Überführung in die Ex-situ-Haltung geboten ist. Adulte Tiere, die im Herbst entnommen werden, sollten körperlich im Schnitt in einem besseren Zustand und daher bestens für eine Ex-situ-Haltung geeignet sein. Larven können vermutlich fast ganzjährig entnommen werden. Zwischen März und Mai sowie September und Oktober sind die meisten zu finden.

4.2) BEGINN DER EX-SITU-HALTUNG

Bei der Überführung von Tieren aus der Natur in eine Ex-situ-Haltung ist eine Quarantäne obligatorisch, beim Austausch zwischen Haltungen empfohlen. In der Quarantäne müssen strikte Regeln befolgt werden. Oberstes Ziel ist es zu verhindern, dass Krankheitserreger oder Parasiten sich unkontrolliert in der Ex-situ-Haltung ausbreiten und dadurch die Gesundheit und den Fortbestand der Ex-situ-Population gefährden. Je nach Haltungssystem (siehe 4.4) ist jedoch eine komplett „sterile“ Haltung nicht möglich und eventuell auch langfristig nicht erstrebenswert (siehe 5.5 und 6.2). Es ist zu beachten, dass *Bsal* auch Feuersalamanderlarven infizieren und nach der Metamorphose zu deren Tod führen kann (WANG et al. 2021a). Daher werden für Larven die gleichen Quarantänemaßnahmen empfohlen wie für adulte Tiere.

4.2.1) QUARANTÄNE

Grundsätzlich werden für die Quarantäne die folgenden Empfehlungen ausgesprochen.

- A** Regel „alle rein, alle raus“: Alle Tiere in einem Quarantänerraum werden gemeinsam eingestellt und gemeinsam entlassen.
- B** Die Tiere werden individuell anhand ihres Farbmusters erkannt und dokumentiert und in eine systematisierte Innenraumhaltung überführt (siehe 4.4.1 & 4.4.2).
- C** Es existiert ein Set an Werkzeugen zur Fütterung und zur Reinigung pro Terrarium/Box oder Raum, welches entsprechend gekennzeichnet ist.
- D** Für alle Arbeiten im Quarantänerraum müssen zu jeder Zeit Nitrilhandschuhe (diese immer gründlich vor dem Kontakt und zwischen den Kontakten mit Tieren mit Wasser spülen oder bei erhöhtem Verdacht, zum Beispiel Hautveränderungen, sogar wechseln) getragen werden, da diese die Sporen von *Bd* und *Bsal* abtöten.
- E** Die Quarantänezeit beträgt mindestens 60 Tage (DE BOER pers. Komm. EAZA *Bsal*-Online-Kurs). Maximal 90 Tage werden als ausreichend betrachtet (PESSIER & MENDELSON III 2017).
- F** Die Temperatur, der die Tiere in Quarantäne ausgesetzt sind, sollte für die gesamte Dauer 10–15 °C betragen und auf keinen Fall 18 °C übersteigen. Bei höheren Temperaturen wird *Bsal* unterdrückt, damit eventuell nicht detektiert und kommt später zum Ausbruch (PASMANS pers. Komm.).
- G** Tests auf *Bsal* sollten im Idealfall zu Beginn und vor allem am Ende der Quarantäne durchgeführt werden. Swabbing-Proben von bis zu fünf Tieren können gepoolt werden. Dies reduziert die Sensitivität geringfügig, führt aber noch zu zuverlässigen Ergebnissen (EISENBERG & PASMANS pers. Komm.). Nach aktuellem Stand sind keine Tests auf Ranaviren, jedoch Tests auf *Bd* notwendig, vor allem um eine Übertragung auf andere Amphibien in Ex-situ-Haltung zu verhindern (EISENBERG pers. Komm.).
- H** Kotproben können pro Individuum zu unterschiedlichen Zeitpunkten genommen und getestet werden (mindestens jedoch einmal pro Monat). Falls möglich, empfiehlt es sich, mehrere Kotproben zu nehmen, da gegebenenfalls nicht alle Parasiten mit einer Probe erkannt werden. Bei Gruppenhaltung können auch Kotproben aus dem gleichen Terrarium/Box gepoolt werden. Die Notwendigkeit von Kotproben wird kontrovers diskutiert. Zur Behandlung von Parasiten sind sie nicht zwingend notwendig, eine regelmäßige visuelle Inspektion der Tiere auf veränderte Verhaltensweisen (vor allem Apathie) ist vielversprechender (PASMANS pers. Komm.). Um Grundlagendaten zu Bakterien (siehe 6.2) und Parasiten überhaupt zu bekommen, werden Kotproben vor allem am Standorttyp „Forschung“ (4.12) empfohlen.

Die Frage, wie hoch die Sicherheitsmaßnahmen in der Quarantäne sein sollten, wird kontrovers diskutiert. Eigentlich wird davon ausgegangen, dass eine Übertragung durch Aerosole, also durch die Luft, nicht möglich ist, daher werden vermutlich keine Ganzkörperschutzanzüge in der Quarantäne benötigt (EISENBERG & PASMANS pers. Komm.). Es ist jedoch wichtig, einen Ausbruch von Krankheitserregern aus der Quarantäne zu verhindern. In Belgien wird Wert auf leicht desinfizierbares Schuhwerk (Gummistiefel) und Laborkittel gelegt; diese Arbeitskleidung verbleibt im Raum und wird bei Verdacht auf Kontamination gereinigt. Der Tiergarten Nürnberg verwendete in der Vergangenheit in der Quarantäne Schutzanzüge (BAUMGARTNER pers. Komm.). Wichtiger ist es vermutlich, auf die korrekte Entsorgung der Abfälle aus der Quarantäne, vor allem des Wassers (siehe 4.7), zu achten (EISENBERG & PASMANS pers. Komm.). Eine Übertragung durch die Luft wird bisher ausgeschlossen, aber *Bsal* überdauert in feuchtem Milieu wohl länger als bisher angenommen (PASMANS pers. Komm.). Ethanol wird zur Reinigung von Arbeitsmaterialien und Flächen empfohlen, die mit Feuersalamandern in Kontakt waren (PASMANS pers. Komm.).

4.2.2) WÄRMEBEHANDLUNG (BSAL)

Bei positivem Nachweis von *Bsal* in einer Population oder in einer Ex-situ-Haltung werden die positiv getesteten Tiere individuell in eine einfache, sterile Innenraumhaltung überführt (vergleiche mit 4.4.1). Auch hier müssen Nitrilhandschuhe verwendet werden. Diese werden vor jedem Kontakt mit einem Tier mit Wasser abgespült und zwischen jedem Kontakt mit einem Tier gewechselt. Ob generelle Ganzkörperschutzkleidung vor dem Betreten des Raums anzulegen und im Anschluss daran sachgemäß zu entsorgen ist (desinfizieren, trocknen und wiederverwenden ist eventuell auch eine Möglichkeit), wird kontrovers diskutiert (siehe 4.2.1), vermutlich ist dies nicht notwendig (EISENBERG & PASMANS pers. Komm.). Dann ist jedoch strikt darauf zu achten, dass die Arbeitskleidung nicht mit Tieren oder Materialien aus der Haltung in Kontakt kommt, im Raum verbleibt und bei Bedarf gereinigt wird.

Für die Behandlung werden positiv getestete Tiere individuell in einem Plastikbehälter (beispielsweise 19 x 12 x 7,5 cm) mit blickdichten Seitenwänden, transparentem Deckel (welcher sicher verschließbar ist) mit Lüftungslöchern (nach außen gewölbt, um Verletzungen zu vermeiden) auf Zeitungspapier oder Sphagnum-Moos mit einem geeigneten Versteck (beispielsweise aus Ton oder Plastik) und einem geeigneten Wassergefäß untergebracht. Der Wasserbehälter sollte nicht zu flach sein und Ein- und Ausstiegshilfen aufweisen (beispielsweise Tonfliesen). Feuersalamander können ertrinken. Alle Einrichtungsgegenstände müssen vor Beginn ihrer Nutzung sterilisiert und anschließend fachgerecht entsorgt werden (siehe 4.7).



Abbildung 3: Wärmebehandlung im Tiergarten Nürnberg in einem Wärmeschrank. Man erkennt die durchsichtigen Boxen, in denen die Feuersalamander sitzen, sowie die Kabel des Temperaturmessgerätes. © Katrin Baumgartner

Die Tiere werden für 14 Tage bei konstant 25 °C gehalten (BLOOI et al. 2015a). Nach 10 Tagen besteht das Risiko, dass Individuen noch nicht komplett *Bsal*-frei sind (BAUMGARTNER & PASMANS pers. Komm.). Eventuell gilt dies auch für 14 Tage, so dass eine 21-tägige Wärmebehandlung zur Vorsicht empfehlenswert werden könnte (SCHULZ ET AL. 2020, EISENBERG PERS. KOMM.). Bisherige Erfahrungen aus Belgien zeigen, dass nach 10 Tagen etwa 90 % der infizierten Tiere kein *Bsal* mehr aufweisen, nach 14 Tagen gab es bisher keine „Rückfälle“ mehr. Der kritische Faktor hierbei ist die Zuverlässigkeit des Heizsystems, damit die eingestellte Temperatur in der Box konstant den eingestellten Wert hält. 23 °C oder 24 °C sind bereits zu niedrig (PASMANS pers. Komm.). Es empfiehlt sich ein gradueller Anstieg von der ursprünglichen Raum(Umgebungs)temperatur über 24 h auf 25 °C. 26 °C sollten nicht überschritten werden. Am einfachsten ist dies in einem Wärmeschrank möglich, da dort die Temperatur exakt eingestellt werden kann. Flachbrüter können kostengünstige Alternativen darstellen (PASMANS pers. Komm.). Es empfiehlt sich immer eine zusätzliche Kontrolle der Temperatur über entsprechende Datenlogger (siehe Abbildung 3 und Anhang 10.2). Die Tiere werden für die Dauer der Behandlung nicht gefüttert und sollten dunkel gehalten werden. Eine Kontrolle der Temperatur erfolgt jeden Tag, eine visuelle Kontrolle der Tiere alle zwei Tage, dabei wird auch der Bodengrund ausgetauscht und der Wasserbehälter bei Bedarf gefüllt.

Eine regelmäßige Probenahme per Abstrich mit anschließender Untersuchung auf *Bsal* ist notwendig (siehe dazu auch 4.3). Eine konkrete Intervallvorgabe gibt es nicht. Idealerweise werden sechs Tests durchgeführt (nach BAUMGARTNER pers. Komm.):

- 1 Tag 0 (vor Beginn der Wärmebehandlung)
- 2 Tag 7 (während der Wärmebehandlung)
- 3 Tag 14 (nach dem Ende der Wärmebehandlung)
- 4 1x im 2. Monat (nach der Wärmebehandlung)
- 5 1x im 3. Monat (nach der Wärmebehandlung)
- 6 1x vier Monate nach dem Ende der Wärmebehandlung

Auf Test Nummer 2 kann eventuell auch verzichtet werden, um den Stress für die Tiere zu reduzieren. Der Zeitaufwand aufgrund der fachgerechten Entsorgung des anfallenden Wassers und Materials ist relativ hoch. Er belief sich im Tiergarten Nürnberg auf 1 bis 1,5 h täglich bei fünf Tieren und beinhaltete die Verwendung eines Ganzkörperschutzanzuges. Verendete Tiere sollten an eine vorher definierte adäquate tiermedizinische Einrichtung zur pathologischen Untersuchung geschickt werden.

Nach dem Ende der Wärmebehandlung wird die Temperatur graduell auf 17,5 °C und anschließend auf 15 °C gesenkt. Die Luftfeuchte sollte auf ca. 80 % eingestellt werden. Danach kann mit der Fütterung der Tiere (siehe 4.6) bei einem Tag-Nacht-Rhythmus von jeweils 12 h begonnen werden.

Grundsätzlich verursacht die Wärmebehandlung bei Feuersalamandern Stress. Tiere, die bereits stark an *Bsal* erkrankt sind (beispielsweise sich apathisch verhalten), überleben die Prozedur in der Regel nicht. Tiere ohne Verhaltensauffälligkeiten überstehen diese dagegen gut (PASMANS pers. Komm.).

Eine kombinierte Behandlung *Bsal*-infizierter Tiere mit antimykotischen Mitteln (Voriconazol, Polymyxin E) und Hälterung bei 20 °C über 10 Tage ist ebenfalls erfolgreich (BLOOI et al. 2015b). Dabei müssen die Tiere aber zweimal am Tag mit den Fungiziden besprüht werden. Die reine Wärmebehandlung bei konstanten 25 °C ist jedoch bei vergleichbarer Erfolgsrate einfacher und kostengünstiger umzusetzen.

4.2.3) WEITERE GESUNDHEITSRISIKEN

Obwohl *Bsal* nach aktuellem Kenntnisstand der gefährlichste Krankheitserreger für Feuersalamander ist, gibt es zahlreiche andere Mikroorganismen und Parasiten, die für Feuersalamander oder andere Amphibien eine Gefahr sind und deren Auftreten daher in der Ex-situ-Haltung vermieden werden sollte (siehe jedoch 4.4.3). Neben der durch *Bd* oder *Bsal* verursachten Chytridiomykose sind folgende Erkrankungen besonders relevant (PASMANS et al. 2014):

- Infektion durch Viren (beispielsweise Ranavirus) können durch regelmäßige visuelle Kontrollen der Tiere erkannt werden. Wie in der Quarantäne wird aktuell davon ausgegangen, dass Tests auf Ranaviren in der regulären Haltung nicht notwendig sind. Dies liegt einerseits daran, dass ein Befall oftmals nicht pathogen ist und die Probennahme idealerweise an inneren Organen geschieht, was bei lebenden Tieren nicht durchführbar ist (EISENBERG pers. Komm.), und die Tests andererseits nicht sehr zuverlässig sind (PASMANS pers. Komm.).
- Infektionen durch Bakterien können durch eine regelmäßige visuelle Kontrolle der Tiere sowie der Haltungsbedingungen oftmals erkannt werden.
- Infektion durch Flagellaten (Protozoen/Einzeller) werden ebenfalls im Verdachtsfall durch Kotproben, Kloakenspülungen oder Blutausstriche nachgewiesen.
- Infektionen durch Nematoden (Rundwürmer) sind bei geschwächten Tieren problematisch und können über eine regelmäßige visuelle Kontrolle der Tiere und im Verdachtsfall durch Kotproben, Haut- oder Kloakenabstriche und Kloakenspülungen erkannt werden.
- Befall durch andere Pilze (beispielsweise *Saprolegnia* = Wasserschimmel) wird vor allem durch organische Reste begünstigt, weshalb diese regelmäßig entfernt werden sollten.
- „Vergiftungen (beispielsweise durch Ammonium, Nitrit und/oder Nitrat oder Schwermetalle). Dies kann durch regelmäßige Wasserkontrollen vermieden werden.

Eine generelle Untersuchung auf die oben genannten Krankheitserreger, mit Ausnahme von *Bsal* und *Bd*, wird zurzeit nicht empfohlen. Von einer prophylaktischen Behandlung wird abgeraten. Stattdessen wird eine regelmäßige visuelle Kontrolle der Tiere und ihrer Haltungsbedingungen empfohlen (siehe 4.3). Eine hohe Hygiene kann viele Erkrankungen verhindern. Bei Verdachtsmomenten sind eingehende tierärztliche Untersuchungen angeraten (EISENBERG & PASMANS pers. Komm.). Durch falsche Ernährung können ebenfalls Krankheiten verursacht werden (siehe 4.6).

4.3) KONTROLLEN UND TESTUNGEN

Grundsätzlich empfiehlt es sich, in regelmäßigen Abständen alle Tiere individuell in Augenschein zu nehmen, um so einen Eindruck von ihrem Wohlbefinden und Gesundheitszustand zu bekommen. In einer systematisierten Haltung (siehe 4.4.1) ist dies einfach und schnell durchführbar und kann im Abstand von wenigen Tagen erfolgen. In einer naturnahen Innenraumhaltung hängt dies von der Komplexität der Einrichtung ab (siehe 4.4.2), sollte aber eigentlich bei jeder Fütterung geschehen. In einem Freilandterrarium ist eine solche Kontrolle aufwändig und kann je nach Größe auch nahezu unmöglich sein (siehe 4.4.3). Hier empfiehlt es sich, bei geeignetem Wetter nach Feuersalamandern zu schauen, die sich aktiv in der Anlage bewegen. Bei allen Kontrollen sollte darauf geachtet werden, ob die Tiere sich normal verhalten (keine Anzeichen von Apathie zeigen) und normal aussehen (keine Anzeichen von Verfärbungen oder Verformungen).

Zusätzlich wird empfohlen, in regelmäßigen Intervallen an ausgewählten Standorten (siehe 4.12) die Tiere zu wiegen und auf Millimeterpapier zu fotografieren, so dass die Größe anhand der Fotos bestimmt werden kann. Dies kann in einem Arbeitsschritt erfolgen, in dem eine Plastikwanne mit (laminiertem) Millimeterpapier ausgelegt, das Tier darin gewogen und währenddessen von oben fotografiert wird, die Skala der Waage sollte dabei erkennbar sein. Das Datum kann mit abwischbarem Filzstift auf das Millimeterpapier geschrieben werden. Anhand der Zeichnung sind die Tiere individuell erkennbar, so dass mit einem Foto das Individuum, die Größe, das Gewicht und das Datum dokumentiert werden. Dies sollte mindestens einmal pro Jahr mindestens an den Standorten „Forschung“ (siehe 4.12) erfolgen; zumindest die jährliche Fotodokumentation zur Individualerkennung wird für alle Haltungen empfohlen.

Bei Eingang der Feuersalamander in die Ex-situ-Haltung erfolgen Tests auf Krankheitserreger und eventuell Parasiten während der Quarantäne (siehe 4.2.1). Für den anschließenden Zeitraum gibt es bisher keine Empfehlungen. Solange die letzten Tests der Quarantäne negativ waren, anschließend in der regulären Haltung keine Tiere sterben, keine ungewöhnlichen Verhaltensweisen oder Veränderungen der Tiere erkennbar sind und ein funktionierendes Hygienekonzept herrscht, kann man davon ausgehen, dass keine weiteren Tests oder Abstriche notwendig sind (EISENBERG, PASMANS pers. Komm.). Im Tiergarten Nürnberg werden etwa alle drei Monate Kotproben analysiert (BAUMGARTNER pers. Komm.). Hautabstriche sollten nach dem „Merkblatt zur Durchführung von Hautabstrichen bei Amphibien“ (siehe Anhang 10.3) durchgeführt und auf *Bd* sowie *Bsal* untersucht werden. Kotproben sollten bei Verdachtsfällen untersucht werden (siehe 4.2.3).

Alle Proben, Abstriche und Kotproben müssen korrekt beschriftet werden (mindestens: Institution, Datum, eindeutige Nummer, die einem Tier oder Terrarium/Box zugeordnet werden kann). Es empfiehlt sich, die Proben zügig in ein geeignetes veterinärmedizinisches Institut zu schicken. Bis zum Versand sollten die Proben trocken und dunkel gelagert werden. Eine Kühlung bei der Lagerung oder dem Versand ist in der Regel nicht notwendig, außer in sehr warmen Sommermonaten. Zur Analyse von Hautabstrichen auf *Bsal* kommen unter anderem folgende Institutionen in Frage:

- Laboklin GmbH & Co.KG, Labor für klinische Diagnostik
 - Steubenstraße 4, 97688 Bad Kissingen
- Landesbetrieb Hessisches Landeslabor (LHL), Prof. Dr. Eisenberg
 - Briefpost mit Einzelproben (auch wattierte Umschläge) an: Postfach 100652, 35336 Gießen
 - Päckchen/Pakete an: Schubertstraße 60, Haus 13, 35392 Gießen
- Universität Leipzig, Institut für Biologie, Molekulare Evolution und Systematik der Tiere
 - Prof. Dr. Sebastian Steinfartz, Dr. Kathleen Preißler
 - Talstraße 33, 04103 Leipzig
- Universität Trier, Fachbereich VI, Raum- und Umweltwissenschaften, Biogeographie
 - Prof. Dr. Stefan Lötters, Philipp Böning
 - Universitätsring 15, 54296 Trier

Die Analyse von Kotproben kann unter Umständen und unter anderem in den folgenden Institutionen durchgeführt werden:

- Laboklin GmbH & Co.KG, Labor für klinische Diagnostik
 - Steubenstraße 4, 97688 Bad Kissingen
- Landesbetrieb Hessisches Landeslabor (LHL), Prof. Dr. Eisenberg
 - Briefpost mit Einzelproben (auch wattierte Umschläge) an: Postfach 100652, 35336 Gießen
 - Päckchen/Pakete an: Schubertstraße 60, Haus 13, 35392 Gießen
- Exomed GmbH, Veterinärlabor
 - Labor, Schönhauser Straße 62, 13127 Berlin

Der gesamte Testvorgang, inklusive der Kostenübernahme (siehe 4.14), muss für jeden Standort individuell vor Beginn der Ex-situ-Haltung mit der zuständigen Behörde geklärt und in einem Protokoll vorgegeben werden. Je nach Regierungsbezirk gilt die Probennahme durch einen Abstrich als Tierversuch. Im Rahmen der Diagnostik kann der Abstrich durch einen Tierarzt (beispielsweise in einem Zoo oder Tiergarten) erfolgen und gilt nicht als Tierversuch. Sollte eine „Tierversuchsgenehmigung“ dafür notwendig sein, ist diese vorher zu beantragen (siehe 4.11). Wie bei anderen Arterhaltungsprogrammen ist eine zentrale Dokumentation der Kontrollen, Tests und ihrer Ergebnisse (positiv wie negativ) empfehlenswert. Es empfiehlt sich daher, die Testungen mit ausgewählten Laboren durchzuführen und die Ergebnisse zentral für den Freistaat Bayern zu erfassen und zu dokumentieren (siehe 4.10). Eine zentrale Dokumentation stellt sicher, dass die gegenseitige Absicherung unterschiedlicher Standorte (siehe 4.12) gewährleistet und ein einfacher Informationsaustausch zwischen den einzelnen Standorten und allen anderen Partnern möglich ist.

Es ist von Vorteil und mindert das Risiko, Tiere durch Krankheiten zu verlieren, wenn Wasserqualität (auf pH, Ammoniak, Nitrit und Nitrat) und Bodengrund (auf Nitrit) regelmäßig getestet werden (siehe 4.4). Dies kann durch einfache Teststreifen geschehen und sollte ebenfalls dokumentiert werden (4.10).

4.4) HALTUNGSSYSTEME

Bereits seit Jahrzehnten werden Feuersalamander erfolgreich gehalten und gezüchtet. Bei der Ex-situ-Haltung kann demnach auf zahlreiche fundierte Erfahrungen zurückgegriffen werden, die in mehreren Büchern und Artikeln veröffentlicht wurden. Im Folgenden werden die wichtigsten Aspekte sowie Vor- und Nachteile der unterschiedlichen Haltungsmöglichkeiten für metamorphosierte Tiere aufgeführt, die in drei Kategorien unterteilt werden: systematisierte Innenraumhaltung, naturnahe Innenraumhaltung und Freilandhaltung. Die Haltung und Aufzucht von Larven werden in Abschnitt 4.4.5 beschrieben. Die gezielte langfristige Ex-situ-Erhaltungszucht des Feuersalamanders über mehrere Jahrzehnte stellt jedoch teilweise Fragen, die aktuell noch nicht beantwortet werden können. Dies betrifft vor allem die Fragen, inwieweit sich unterschiedliche Haltungssysteme auf das Tierwohl (siehe 6.5) auswirken, zu einer künstlichen Selektion führen (siehe 6) oder auch die Mikrobiota der gehaltenen Tiere verändern (siehe 6.2) und damit eine potentielle Wiederauswilderung beeinflussen (siehe 7). Hier sind begleitende, langfristige Untersuchungen notwendig, die in einem iterativen Prozess die Haltungsbedingungen dauerhaft optimieren.

Die Untergrenze für die Grundfläche, die einem Feuersalamander zur Verfügung stehen sollte, kann aus den Haltungsrichtlinien der DGHT (<http://www.ag-urodela.de/haltungsrichtlinien/>) abgeleitet werden: „Gesamtlänge des Tieres (in cm \times 0,01) = Grundfläche des Terrariums für 2 Tiere (in qm). Diese Fläche ist pro weiterem Tier \times 1,25 zu nehmen“. Konkret bedeutet dies für einen durchschnittlichen Feuersalamander von 20 cm Gesamtlänge 0,2 m² und für zwei durchschnittliche adulte Tiere eine Grundfläche von 0,25 m². Dies bedeutet, in einem Behälter der Grundfläche von mindestens 60 x 40 cm können zwei Tiere, bei 80 x 40 cm drei Tiere gehalten werden. Generell werden aber etwas größere Terrarien empfohlen, um einerseits den Tieren mehr Bewegungsraum und andererseits eine höhere Strukturvielfalt (und mehr Versteckplätze) bieten zu können (beispielsweise 80 x 40 cm für 1 Tier bzw. 100 x 40 cm für zwei Tiere, BOGAERTS et al. 2021). Grundsätzlich benötigt man für die systematisierte Haltung am wenigsten Raumfläche pro Tier, da Terrarien/Boxen gestapelt werden können, in einem Freilandterrarium am meisten.

Wie viele Amphibien, sind auch Feuersalamander sehr gut darin, aus Terrarien, Boxen und Anlagen „auszubrechen“. Es ist daher bei jedem Haltungssystem unbedingt dafür zu sorgen, dass dies nicht möglich ist, beispielsweise durch weit überstehende Ränder oder entsprechend gesicherte Abdeckungen.

Essentiell für die Terrarienhaltung sind Versteckmöglichkeiten, ein hohes Maß an Hygiene und die Möglichkeit für die Feuersalamander, ihre Hautfeuchte selbst zu regeln (SEIDEL & GERHARDT 2021). Die letzten beiden Punkte werden durch den richtigen Bodengrund und Wasserbehälter erreicht. Es stehen zahlreiche Bodensubstrate zur Auswahl (siehe Tabelle 2). Eine Lüftung des Bodengrunds, beispielsweise durch eine untergelegte Filtermatte aus dem Gartenbedarf, verhindert Staunässe, anaerobe Verhältnisse und wirkt sich positiv aus (PASMANS et al. 2014, SEIDEL & GERHARDT 2016). Versteckmöglichkeiten sollten groß genug sein, damit sich adulte Tiere komplett darunter verbergen können, relativ leicht zu kontrollieren sein und keine Gefährdung für die Tiere darstellen (beispielsweise Verletzungen bei der Kontrolle oder instabile Konstruktionen). Wasserbehälter sollten ein Bad der Tiere ermöglichen, groß genug sein, um bei einer Gruppenhaltung allen Individuen gleichzeitig ein Bad zu ermöglichen, und mit Ein- sowie Ausstiegsmöglichkeiten (beispielsweise Steine oder Tonfliesen) ausgestattet sein. Um ein Ertrinken der Tiere zu verhindern, darf der Wasserstand nicht zu hoch sein, wichtig ist, dass im Stehen der Kopf über Wasser gehalten werden kann. Für adulte Tiere entspricht das ungefähr einem Wasserstand von 4–5 cm, für juvenile von 0,5–1 cm. Das Wasser muss regelmäßig gewechselt werden (sobald es verdreht ist), sollte kein Ammoniak oder Nitrit enthalten, maximal 50 mg/l Nitrat und einen pH-Wert von 7 aufweisen.

Tabelle 2: Auflistung von Materialien zur Einrichtung eines Terrariums für Feuersalamander (nach SEIDEL & GERHARDT 2016, 2021, GERHARDT & SEIDEL 2019). In der ersten Spalte werden die unterschiedlichen Verwendungszwecke aufgeführt (Bodengrund, Versteckplatz & Wasserbecken), in der zweiten Spalte unterschiedliche potentielle Materialien, in den Spalten drei und vier die Vor- bzw. Nachteile der Materialien. Die fünfte Spalte gibt grobe Kostenschätzungen an. Grundsätzlich ist bei allen natürlichen Materialien auf die Bezugsquelle zu achten, damit Naturschutzaspekte mitberücksichtigt werden.

Verwendung	Potentiell Material	Vorteile	Nachteile	Kosten
Bodengrund	Lehm	<ul style="list-style-type: none"> - Sehr gute temperatur- und feuchtigkeitsregulierende Eigenschaften - Einfache Verarbeitung und Gestaltung des Untergrunds - Einfacher Bezug 	<ul style="list-style-type: none"> - Hohes Gewicht - Braucht Zeit zum Trocknen (kann nicht sofort verwendet werden) - Aufwändiger Wechsel - Schwierige Entsorgung (siehe 4.7) 	ca. 19,- € / 25 kg
	Moos	<ul style="list-style-type: none"> - Schnell und einfach austauschbar - Sehr gut feuchtigkeitsregulierend 	<ul style="list-style-type: none"> - Natürliche Abbauprozesse (potentielle Verunreinigungsquelle) - Häufiger Austausch notwendig (Intervalle je nach Feuchtigkeit und Lichtquelle) - Potentielle Quelle für Einschleppung von Giftstoffen 	kein Standardangebot verfügbar ⁽¹⁾
	Schaumstoff (empfohlen werden Filtermatten von mind. 3–4cm Dicke aus der Aquaristik)	<ul style="list-style-type: none"> - Sehr einfache Reinigung und Kontrolle 	<ul style="list-style-type: none"> - Regelmäßiges Auswaschen ist arbeitsintensiv - Potentielle Verstecke für Fäulnis - Potentielle Quelle für Schadstoffe 	ca. 12,- € / 0,25 qm ⁽²⁾
	Papier	<ul style="list-style-type: none"> - Sterile Haltung - Einfache Handhabung - Sehr gute Erfahrungen mit Zeitungspapier vorhanden (6- bis 10-lagig) 	<ul style="list-style-type: none"> - Regelmäßiger Tausch (wenige Tage) notwendig - Papier muss trocken bleiben, Feuchtigkeit wird über Verstecke und Wasserschale gedeckt - Negative Erfahrungen mit Küchenrolle oder Haushaltspapier - Langfristige Auswirkungen sehr hygienischer Haltung sind unklar (siehe 6.2) 	ca. 1,- € / kg
	Kies (8–12 mm Körnung)	<ul style="list-style-type: none"> - Bei schrägem Horizont einfache Gestaltung von Feuchtigkeitsgradienten - Übersichtlich und leicht zu reinigen - Einfache Beschaffung 	<ul style="list-style-type: none"> - Kies darf kein Wasser aufnehmen oder Schwebstoffe binden - Hohes Gewicht - Relativ aufwändige Reinigung - Potentielle Quelle von Keimen und Giftstoffen - Gefahr der oralen Aufnahme bei Fütterung (kann zu Verstopfungen führen) - Evtl. Verletzungsgefahr für die Tiere 	ca. 12,- € / 25 kg
	Laubwalderde (unterste Laubschicht + oberste Humusschicht, v. a. aus Buchenmischwäldern)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfach verfügbar - Geringes Gewicht - Ermöglicht viele Verstecke und Eingraben der Tiere - Beinhaltet zahlreiche Kleinstlebewesen („Selbstreinigung“ + potentiell Futter) - Schwierigere Kontrolle der Individuen 	<ul style="list-style-type: none"> - Potentielle Quelle von Krankheitserregern - Einfacher Austausch - Entsorgung auf Kompost möglich, aber potentielle Quelle zur Verbreitung von Krankheitserregern 	kein Standardangebot verfügbar
	Torf (Schwarztorf)	<ul style="list-style-type: none"> - Leicht verfügbar und gut zu verarbeiten - Schwarztorf mit pH 5–6 optimal geeignet - Geringes Gewicht - Gute feuchtigkeitsregulierende Eigenschaften 	<ul style="list-style-type: none"> - Weißtorf ist nicht geeignet - Einfache Entsorgung, aber potentielle Quelle zur Verbreitung von Krankheitserregern 	kein Standardangebot verfügbar
	Kokoshumus	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug und gute Vorratslagerung - Geringes Gewicht - Gute feuchtigkeitsregulierende Eigenschaften 	<ul style="list-style-type: none"> - Bei Entsorgung potentielle Quelle zur Verbreitung von Krankheitserregern 	ca. 10,- € / 27 l ⁽³⁾
	Pinienhumus	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug - Geringes Gewicht - Gute feuchtigkeitsregulierende Eigenschaften 	<ul style="list-style-type: none"> - Teurer als andere Substrate - Bei Entsorgung potentielle Quelle zur Verbreitung von Krankheitserregern 	ca. 18,-€ / 20 l

Verwendung	Potentiell Material	Vorteile	Nachteile	Kosten
Bodengrund	Tonkugeln, Seramis	Wird nicht empfohlen!	<ul style="list-style-type: none"> - Saugen Wasser und damit Schmutzstoffe auf - Gefahr der oralen Aufnahme bei Fütterung (kann zu Verstopfungen führen) 	Nicht empfohlen!
	Sphagnummoos (getrocknet)	Wird nicht empfohlen!	<ul style="list-style-type: none"> - Keine guten Feuchtigkeitseigenschaften 	Nicht empfohlen!
	Sand	Wird nicht empfohlen!	<ul style="list-style-type: none"> - Keine guten Feuchtigkeitseigenschaften (entweder zu nass oder zu trocken) - Staubbildung 	Nicht empfohlen!
Versteckplatz	„Terrarien-Verstecke“ (aus dem Terraristikzubehör)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug - Ermöglicht leichte Kontrolle - Leichte Reinigung 	<ul style="list-style-type: none"> - Teuer in der Anschaffung 	ca. 10,- € / Stück ⁽⁴⁾
	Blumentöpfe und -untersetzer (unglasiert)	<ul style="list-style-type: none"> - Speichern Feuchtigkeit - Einfacher Bezug - Ermöglicht leichte Kontrolle - Leichte Reinigung und Entsorgung 	<ul style="list-style-type: none"> - Eingänge müssen selbst „geschnitten“ werden 	ca. 2,- € / Stück ⁽⁵⁾
	Dachziegel (unglasiert)	<ul style="list-style-type: none"> - Speichern Feuchtigkeit - Einfacher Bezug - Ermöglicht leichte Kontrolle - Leichte Reinigung und Entsorgung 	<ul style="list-style-type: none"> - Müssen eventuell zugeschnitten werden 	ca. 0,70 € / Stück
	Korkrinde	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug - Ermöglicht leichte Kontrolle 	<ul style="list-style-type: none"> - Aufwändigere Reinigung und Entsorgung - Höhere Beschaffungskosten als bei Tonmaterialien 	ca. 6,- € / Stück
	Steine	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug - Naturnahe Gestaltung - Leichte Reinigung und Entsorgung 	<ul style="list-style-type: none"> - Versteck muss einsturz sicher konstruiert werden - Hohes Gewicht 	kein Standardangebot verfügbar
Wasserbecken	Blumenuntersetzer (Ton)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug - Leichte Reinigung und Entsorgung 	<ul style="list-style-type: none"> - Benötigen Ein- und Ausstiegshilfen - Gehen bei Reinigung leichter zu Bruch als Untersetzer aus Plastik 	ca. 2,- € / Stück ⁽⁶⁾
	Plastikschalen (Blumenuntersetzer aus Plastik)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug - Leichte Reinigung und Entsorgung 	<ul style="list-style-type: none"> - Benötigen Ein- und Ausstiegshilfen 	ca. 1,- € / Stück ⁽⁶⁾
	„Terrarien-Wasserbecken“ (aus dem Terraristikzubehör)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug - Leichte Reinigung - Ein- und Ausstiegshilfen bereits „eingebaut“ 	<ul style="list-style-type: none"> - Teuer in der Anschaffung 	ca. 11,- € / Stück
	Glasschalen	<ul style="list-style-type: none"> - Leichte Reinigung und Entsorgung 	<ul style="list-style-type: none"> - Benötigen Ein- und Ausstiegshilfen - Gehen bei Reinigung leichter zu Bruch als Schalen aus Plastik - Potentielle scharfe Kanten (Verletzungsgefahr) 	kein Standardangebot verfügbar

⁽¹⁾ Lebendes Moos wird empfohlen, da getrocknetes Moos nach dem Anfeuchten oft sehr an den Tieren kleben bleibt und andere Eigenschaften aufweist; ⁽²⁾ 50 x 50 x 5 cm; ⁽³⁾ 27 Liter entstehen aus einem Ziegel nach Aufquellen mit Wasser; ⁽⁴⁾ Größe: 23 cm Länge; ⁽⁵⁾ Durchmesser: 16 cm, Höhe 15,4 cm; ⁽⁶⁾ Durchmesser: 20 cm.

4.4.1) SYSTEMATISIERTE INNENRAUMHALTUNG

Nach GERHARDT & SEIDEL (2019) und SEIDEL & GERHARDT (2021) werden hierbei die Tiere einzeln oder in kleinen Gruppen (ein Männchen mit ein bis drei Weibchen oder reine Männchengruppen) in Glas- oder Plastikterrarien gehalten. Standardisierte Eurobehälter (Abbildung 4), bei denen die Grifföffnungen mit Gaze verschlossen werden, haben sich bisher bewährt. Die Behälter sind einfach zu beschaffen, leicht mit Gaze zu verkleben, stapelbar und problemlos zu reinigen. Dadurch wird die Raumnutzung optimiert und bei flachen Behältern (12 cm bis 22 cm Höhe) ein optimales Klima geschaffen. Durch die seitlichen Grifföffnungen bleibt der Tage-Nacht-Rhythmus erhalten. Andere standardisierte, stapelbare, auch transparente Plastikboxen (sofern der Raum zumindest nachts dunkel ist) sind ebenfalls geeignet. Die Einrichtung ist dabei einfach und besteht aus künstlichen Materialien. Auf Dekoration jeglicher Art wird verzichtet. Dadurch lässt sich eine einfache Standardisierung, Kontrolle und Reinigung der Haltung gewährleisten.

Als **Untergrund** wird schwarz-weißes Zeitungspapier in sechs bis zehn Lagen empfohlen, so dass potentielle Feuchtigkeit gut aufgenommen werden kann. Wichtig ist eine **Wasserschale** (beispielsweise 5–6 cm hoch) mit Ein- und Ausstiegshilfen in Form von Steinen oder Fliesen, um den Feuersalamandern ein Bad und damit eine Regulation ihrer Feuchtigkeit zu erlauben. Kalksteine in der Wasserschale generieren einen hohen pH-Wert des Wassers. Außerdem ist eine sogenannte „**Wetbox**“, eine Plastikbox mit Öffnung und verschließbarem Deckel, die mit Sphagnum-Moos oder Schwarztorf gefüllt ist, wichtig. Dies generiert ein Milieu mit niedrigem pH-Wert und ermöglicht den Feuersalamandern so die notwendige Wahl zwischen einer relativ sauren und relativ basischen Umgebung. **Versteckplätze** aus Ton, Stein oder Kork (siehe Tabelle 2) ergänzen die Einrichtung. Wichtig ist zu beachten, dass in dieser Haltung nicht gesprüht wird. Eine Stimulation der Paarung kann durch leichtes Vernebeln von Wasser ausgelöst werden, wobei dieses nach 2–3 Stunden wieder getrocknet sein sollte. Folgende **Austauschintervalle** werden empfohlen:

- **Untergrund:** Wechsel des Zeitungspapiers alle drei bis sechs Wochen (je nach Verschmutzungsgrad)
- **Wasserschale:** Wechsel des Wassers alle ein bis zwei Wochen (Kontrolle in der Fortpflanzungszeit täglich, da die Larven darin abgesetzt werden)
- **Wetbox:** Wechsel des Moooses alle acht Wochen
- **Versteckplätze:** Müssen nicht getauscht werden, können bei Verunreinigungen (vor allem Kork) abgespült werden

In einer systematisierten Haltung, wie bei GERHARDT & SEIDEL (2019) und SEIDEL & GERHARDT (2021) vorgestellt, ist das Risiko einer Kontamination durch Krankheitserreger oder Parasiten minimiert. Eine sachgemäße Entsorgung von anfallendem Müll ist relativ leicht zu bewerkstelligen, so dass ein Entweichen von Krankheitserregern gut verhindert werden kann. Gleichzeitig handelt es sich um eine sehr platzsparende Haltung, die es erlaubt, eine große Anzahl an Feuersalamandern auf kleinem Raum zu halten.

4.4.2) NATURNAHE INNENRAUMHALTUNG

Auch in dieser Haltung werden die Tiere in Glasterrarien, selten in Plastikboxen gehalten. Hierbei wird das natürliche Habitat des Feuersalamanders unter Umständen teilweise nachgestellt. Dadurch wirkt der künstliche Lebensraum naturnäher, es werden mehr natürliche Materialien verwendet, und es wird oftmals angenommen, dass diese Haltung in Hinsicht auf das Tierwohl (siehe 6.5), potentielle künstliche Selektion (siehe 5) und vorhandene Mikrobiota (siehe 6.2) besser geeignet ist. Allerdings ist hier eine langfristige Hygiene schwieriger durchzuhalten, und damit erscheint eine Kontamination der Ex-situ-Haltung wie auch eine Kontamination der Umwelt durch entstehende Abfälle ein größeres Risiko als bei der systematisierten Haltung zu sein. In der Regel wird seltener kontrolliert und vor allem der Untergrund seltener gewechselt, umgekehrt ist der Arbeitsaufwand beispielsweise bei einem Wechsel des Bodengrunds deutlich höher. Wird der Bodengrund in so einem Terrarium mit anderen Kleintieren „geimpft“, beispielsweise Springschwänzen (Collembola) oder Asseln (Isopoda), zersetzen diese die Exkremente der Feuersalamander und evtl. Futterreste und sorgen so für einen sauberen Untergrund und ein besseres Mikroklima.

Die Grundbedürfnisse bleiben dieselben: geeigneter Untergrund, Wasserschale und Versteckplätze (siehe Tabelle 2). Durch die Strukturierung und verschiedene Verstecke kann unter Umständen ein Feuchtigkeitsgradient gewährleistet werden, so dass eine „Wetbox“ entfallen kann. In der Regel sind hier die Grundrisse der Terrarien etwas größer, so dass eine abwechslungsreichere und strukturiertere Einrichtung angeboten werden kann. Es ist von Vorteil, zwei räumlich getrennte, unterschiedliche (ebenfalls trockene) Untergründe anzulegen, zum Beispiel einen Teil des Terrariums mit Lehm und einen mit Schwarztorf auszustatten. Dies erlaubt den Tieren, Milieus mit unterschiedlichen pH-Werten aufzusuchen. Je nach Bodengrund (siehe Tabelle 2) sind Verunreinigungen schwieriger zu erkennen. Naturnahe Haltungen können einfach gehalten werden (siehe BOGAERTS et al. 2021), mit einem Lehmuntergrund, einer Wasserschale und wenigen einfachen Tonverstecken. Sie können aber auch aufwändig mit Erde, Laub, Humus, Totholz, Rinde, Steinen, lebendem Moos, anderen Pflanzen etc. gestaltet werden (siehe Abbildung 4). Lebende Pflanzen benötigen eine entsprechende Lichtquelle und angemessene Wasserzufuhr. Es muss sichergestellt werden, dass dies nicht mit den Bedürfnissen der Salamander kollidiert (beispielsweise das Terrarium dadurch zu warm oder zu feucht wird). Wie naturnahe eine Innenraumhaltung eingerichtet wird, richtet sich nach ihrer Zielsetzung. Beispielsweise werden Schaubecken meist attraktiv gestaltet, in Zuchtträumen oder in Zoos hinter den Kulissen ist die Haltung oftmals funktionaler. Des Weiteren spielen die dafür zur Verfügung stehenden Ressourcen (Aufwand zur Kontrolle, Reinigung, Fütterung, etc.) eine Rolle. Zusätzlich sollte eine Risikoabwägung (beispielsweise unbeabsichtigte Einschleppung von Krankheitserregern oder Giftstoffen durch natürliche Materialien) bezüglich der Terrariumgestaltung stattfinden.



Abbildung 4: Beispiele für Einrichtungsmöglichkeiten in unterschiedlichen Haltungssystemen für Feuersalamander. A: Systematisierte Innenraumhaltung in der Quarantäne und Wärmebehandlung mit Sphagnum-Moos und einer Wasserschale; B: Systematisierte Innenraumhaltung zur Quarantäne mit Verstecken aus Ton und Wasserschale; C und D: Systematisierte Innenraumhaltung auf Schaumstoff und mit Tonverstecken; E, F und G: Systematisierte Innenraumhaltung auf Zeitungspapier mit Verstecken aus Ton, Kork und Naturstein, man beachte die Wetboxen in E und F sowie die mit Steinen gefüllte Wasserschale in G; H: Illustriert den fließenden Übergang zwischen systematisierter Innenraumhaltung und naturnaher Haltung, Zeitungspapier als Untergrund, Verstecke aus Kork, Wetbox, Plastikpflanze und natürlichem Buchenlaub; I, J, K und L: Naturnahe Innenraumhaltung auf Lehm mit Natursteinen, Kork, lebenden Pflanzen in K und L, echtem Holz in L. © A: Jörg Beckmann, B, C, D, I, J: Philip Gerhardt; E, F, G: Uwe Seidel, K: Philip Gerhardt & Michael Fahrbach.

4.4.3) FREILANDHALTUNG

Wichtig für eine erfolgreiche Haltung von Feuersalamandern ist das richtige Klima. Daher werden oftmals Innenräume bevorzugt, da dies hier kontrollierbar ist und hohe Temperaturen durch einen geeigneten Standort relativ leicht vermieden werden können. Feuersalamander können jedoch in gemäßigten Breiten innerhalb ihres natürlichen Verbreitungsgebietes und in klimatisch vergleichbaren Regionen auch im Freien gehalten werden. Dies kann entweder saisonal geschehen, so dass die Tiere nur von Frühjahr (März/April) bis Herbst (Oktober/November) im Freilandterrarium verbleiben und unter kontrollierten Bedingungen in einem Innenraum überwintern. Dies empfiehlt sich vor allem bei kleineren Freilandterrarien, in denen eine sichere Überwinterung nicht gewährleistet werden kann. Feuersalamander überwintern in der Natur grundsätzlich an frostfreien Orten. Sie können daher auch ganzjährig im Freilandterrarium gehalten werden, wenn es den Tieren möglich ist, mindestens 1–2 m tief unter die Erdoberfläche zu kommen (SEIDEL & GERHARDT 2016, 2021). BOGAERTS et al. (2021) empfehlen mindestens 50 cm, die genaue Tiefe sollte jedoch von den örtlichen klimatischen Bedingungen abhängig gemacht werden, und für die meisten Regionen in Bayern sind 50 cm nicht ausreichend. Hierzu müssen ein geeigneter Schacht (Hibernaculum) oder entsprechend angelegte Steinschüttungen, die Gänge bis in diese Tiefe erlauben, angelegt werden.

Feuersalamander können bei einer guten Standortwahl (Schatten) und genügend Rückzugsmöglichkeiten in die Tiefe erfolgreich in Freilandanlagen von 0,5 x 0,5 m gehalten werden (CABUY pers. Komm.), wobei bei einer solchen Haltung zugefüttert werden muss. In Anlagen der Größe von 2,4 x 1,2 m leben einzelne adulte Tiere ohne Zufütterung und legen dabei an Gewicht zu (PASMANS pers. Komm.; für Details siehe auch LAKING et al. 2021). Auf einer Grundfläche in 3,14 m² werden 2,4 adulte Feuersalamander in geschlossenen Freilandanlagen mit zweiwöchiger Zufütterung gehalten und überwintert (MERZHAUSER pers. Komm.). Für drei bis vier adulte Paare sollte eine Grundfläche von 12–15 m² ausreichen, damit dort selbständig Nahrungssuche, Fortpflanzung und Überwinterung stattfinden können (SEIDEL & GERHARDT 2021). Freilandanlagen können somit stark in der Größe variieren. Vermutlich hat man in kleinen Anlagen eine höhere Wahrscheinlichkeit, dass künstliche Selektion eintritt, als in großen, reich strukturierten Anlagen, in denen eine selbständige Überwinterungen und Fortpflanzung möglich ist. Je größer und strukturierter die Anlage ist, umso schwieriger ist sie zu kontrollieren. Eine Beregnungsanlage kann Regenfall simulieren und damit die Kontrolle der Tiere erleichtern (BOGAERTS et al. 2021).

Grundsätzlich sind bei der Freilandhaltung folgende Dinge zu beachten:

- **Überflutungen** durch starke Regenfälle, angrenzende Gewässer und/oder Staunässe müssen durch eine entsprechende Anlage und Drainage vermieden werden. Bei kleineren Freilandterrarien kann auch ein Dach zu viel Regen verhindern, dann muss aber evtl. regelmäßig Wasser gesprüht werden.
- Es sollten genügend Versteck- und Rückzugsmöglichkeiten in der Anlage vorhanden sein, damit die Tiere **Hitze** ausweichen können und optimale Mikrohabitate (vor allem bezüglich Temperatur und Luftfeuchte) finden. Durch eine entsprechende Bepflanzung, Beschattung der Anlage und natürliche Versteckplätze wie Totholz kann dies leicht erreicht werden. Optimal ist es, wenn die Tiere sich über ein tiefgründiges Lückensystem (mindestens 1,8–2 m) in den Untergrund zurückziehen können (SEIDEL UND GERHARDT 2021).
- Soll eine **Überwinterung** in der Anlage stattfinden, müssen sich die Tiere in die Tiefe (mindestens 1–2m je nach Standort) sicher zurückziehen können (SEIDEL & GERHARDT 2016, 2021). Dabei ist darauf zu achten, dass die Rückzugsbereiche nicht verschüttet oder überflutet werden können und den ganzen Winter über frostfrei bleiben, auch bei kurzzeitigen Extremereignissen.
- Die Anlage muss so konstruiert sein, dass die **Ausbruchsfahr** von Feuersalamandern minimiert wird, entweder durch entsprechende Abdeckungen (beispielsweise Gitter oder Netze) oder durch überstehende Ränder. Feuersalamander kommen an senkrechten Wänden hoch, aber Überhänge von mindestens 6–10 cm werden nicht überwunden.
- Die größte Herausforderung, vor allem bei entsprechender Größe der Anlage, ist es, **Einbrüche** jeglicher Art zu verhindern. Dies ist einerseits wichtig, um die Schaffung von Fluchtmöglichkeiten der Feuersalamander zu vermeiden, aber auch um potentielle Fressfeinde aus der Anlage herauszuhalten. Für grabende Einbrecher kann dies mit entsprechend tief eingegrabenen Begrenzungen geschehen (mindestens 60–70 cm; SEIDEL & GERHARDT 2021), bei kleineren Anlagen sollte der Boden mit einem entsprechenden Gitter gesichert werden. Abdeckungen vermeiden auch ungewollte Eindringlinge. Bei entsprechender Größe kommen auch begehbare Konstruktionen (ähnlich „Volieren“) in Frage (SEIDEL & GERHARDT 2021). Gezielt können auch von außen angebrachte elektrische Drähte die Anlage gegen Eindringlinge sichern.

- Es ist darauf zu achten, dass – wie bei der Innenraumhaltung – keine Materialien verwendet werden, die den Tieren schaden können. Verzinkte Metalle können beispielsweise zu Vergiftungen führen (BOGAERTS et al. 2021).

Freilandanlagen vermitteln einen Eindruck vom natürlichen Habitat und verursachen in der Regel einen geringen regelmäßigen Arbeitsaufwand. Die Tiere sind dagegen oftmals über längere Zeiträume nicht zu sehen. Das Risiko, Tiere durch Eindringlinge zu verlieren, kann meist nicht komplett ausgeschlossen werden. Selbst wenn diese für Feuersalamander harmlos sind, können sie Krankheiten oder Parasiten einschleppen. In einem Zoo in den Niederlanden wurden beispielsweise die Feuersalamander in der Freilandhaltung durch *Bsal* getötet, welcher vermutlich durch von außen eingedrungene Bergmolche (*Ichthyosaura alpestris*) in die Anlage gelangt ist (SPITZEN-VAN DER SLUIJS pers. Komm.). Außen angebrachte Überhänge, ähnlich wie innen angebrachte zur Verhinderung von Ausbrüchen, können evtl. auch Einbrüche von Amphibien und anderen kleinen Tieren verhindern (SEIDEL pers. Komm.). Trotz dieser Risiken sind Freilandanlagen ein wichtiges Haltungssystem. Sie können auch ein wichtiges Instrument zur Vorbereitung von Wiederansiedlungen sein (siehe 7), bevor die Tiere in „semi wild habitats“ übersiedelt werden.

4.4.4) TEMPERATUR & LUFTFEUCHTE

Optimale Umgebungstemperaturen in Innenräumen sind im Winter niedriger als im Sommer und liegen zwischen 2 °C und 6 °C im Winter sowie maximal 20 °C im Sommer. Werden 20 °C über mehrere Tage überschritten, ist eine Kühlung notwendig (BOGAERTS et al. 2021). Eine Überwinterung (nach SEIDEL & GERHARDT 2016) von 6–10 Wochen bei niedrigen Temperaturen, beispielsweise konstanten 4 °C bis 6 °C im Zeitraum von November bis März, wird in der naturnahen Innenraumhaltung empfohlen. Die Überwinterung kann 2–3 Wochen nach der letzten Fütterung beginnen. Tiere werden einzeln in kleine Behälter (beispielsweise Plastikboxen mit verschließbarem Deckel und Lüftungslöchern) mit Schwarzturf als Bodengrund und leicht feuchtem (lebendem) Sphagnum-Moos überführt. Die Überwinterung erfolgt entweder in einem geeigneten Raum oder einem Kühlschrank. Eine Kontrolle erfolgt alle zwei Wochen. Eine langsame Gewöhnung an höhere Temperaturen (beispielsweise 1 Tag bei 15 °C bis 17 °C) mit anschließendem Bad bei niedrigem Wasserstand und gleichen Temperaturen wird ebenfalls empfohlen. Nach 2–3 Tagen kann wieder mit der Fütterung begonnen werden (SEIDEL & GERHARDT 2016). Dauert die Überwinterung länger, sollten in einem etwas größeren Behälter ein Versteckplatz und Wasserbehälter hinzugefügt werden. Dann sollten eine wöchentliche Kontrolle und bei Bedarf notwendige Reinigungsarbeiten vorgenommen werden. Feuersalamander sind bezüglich der Temperaturen adaptiv, wichtig ist ein saisonaler Unterschied. Bei Temperaturen im Winter von 9–12 °C im Terrarium oder in einer Box können sie problemlos ohne gezielte Überwinterung gehalten werden (SEIDEL pers. Komm.). Erfolgt keine gezielte Überwinterung, kann bei diesen Temperaturen mit einem frühen Absetzen der Larven bereits ab Herbst gerechnet werden (SEIDEL pers. Komm.).

Auch eine „Übersommerung“ (auch als Sommerruhe oder Ästivation bezeichnet) kann in der naturnahen Innenraumhaltung bei entsprechenden Versteckmöglichkeiten durchgeführt werden. Die Ästivation kann 8–12 Wochen dauern; es wird in dieser Zeit selten bis gar nicht gefüttert und wenig bis gar nicht gesprüht. Vermehrtes Sprühen leitet das Ende der Sommerruhe ein und initiiert oft das Absetzen der Larven.

Um den notwendigen Feuchtigkeitsgradienten zu erreichen, empfiehlt sich vor allem im Sommer, das Terrarium ein- bis zweimal die Woche mit Wasser zu besprühen. Dennoch ist bei der Innenraumhaltung immer eine gute Lüftung der Terrarien (vor allem bei naturnaher Haltung) sicherzustellen. SEIDEL & GERHARDT (2016) geben als Regel vor, dass die Becken nach 2–3 h wieder oberflächlich abgetrocknet sein sollten. In Freilandanlagen werden geeignete Temperaturen durch eine gute Wahl des Standortes und entsprechende Gestaltung erreicht. Bei kleineren Anlagen (< 1 m²) kann in warmen Perioden Sprühen ebenfalls notwendig sein.

4.4.5) PAARUNG & TRÄCHTIGKEIT, HALTUNG & AUFZUCHT DER LARVEN

In Innenraumhaltungen herrschen oftmals konstante Temperatur und Luftfeuchtebedingungen, sowohl über den Tag als auch im jahreszeitlichen Verlauf. Idealerweise werden diese Bedingungen so angepasst, dass sie dem natürlichen Rhythmus ähneln. Oftmals kann dies nicht perfekt umgesetzt werden, und so können Paarungen im Terrarium das ganze Jahr über beobachtet werden, häufiger jedoch im Frühjahr und Sommer (Wetterveränderungen werden auch im Terrarium wahrgenommen). Um dies zu unterstützen, sollte im Terrarium saisonal gesprüht werden. In größeren Freilandterrarien ist dies nicht notwendig, da die Tiere den natürlichen Rhythmen ausgesetzt sind.

Das Weibchen speichert die Spermien in einer Samentasche. Die innere Befruchtung ist damit unabhängig von der Paarung und kann noch bis zu zwei Jahre danach erfolgen (BAYLISS 1939). Bei der ersten Trächtigkeit werden oft unbefruchtete Eier abgelegt (bis zu 100 %, BOGAERTS 2018, SEIDEL & GERHARDT 2016). Nach circa 12 Wochen werden hauptsächlich nachts im Verlauf mehrerer Nächte die Larven in Wasserbehälter abgesetzt. Dies kann bis zu 50 Tage dauern (CASPERS et al. 2014a). Die Larven werden dann in separate Aquarien überführt. Bewährt haben sich flache Kunststoffschalen von 20 x 20 cm Größe mit einem Wasserstand von 4–8 cm für vier bis fünf Larven (SEIDEL & GERHARDT 2016) sowie Schalen von 40 x 30 cm (10 cm Höhe) mit einem Wasserstand von 5 cm oder 0,5 l pro Larve (BOGAERTS et al. 2021).

Wichtig ist, auf die richtige **Wasserqualität** zu achten. Dabei sollte die Wassertemperatur zwischen 15 °C und 20 °C betragen, das Wasser muss sauerstoffreich sein. Bei geringeren Temperaturen wachsen die Larven sehr langsam, höhere Temperaturen werden nur kurzfristig vertragen. Empfohlen wird ein pH-Wert zwischen 6 und 7 (THIESMEIER 2004), kein Ammoniak und Nitrit im Wasser (Obergrenzen: Ammoniak 0,02 mg/l, Nitrit 0,1 mg/l, Nitrat 50 mg/l; PASMANS et al. 2014). Das Wasser sollte mit einem Sprudelstein und einer Aquariumpumpe in Bewegung gehalten werden und einen hohen Sauerstoffgehalt haben. Schimmelbildungen müssen vermieden werden, das heißt Futterreste müssen sofort entfernt werden. Die Zugabe von Eichenblättern (*Quercus sp.*), Seemandelbaumblättern (*Terminalia catappa*) oder einem Extrakt aus abgekochten Erlenzweigen und Zapfen (*Alnus sp.*) wirkt sich positiv auf die Wasserqualität aus und beugt Pilzkrankungen vor. Larven mit Mykosen haben geringe Überlebenschancen und müssen separiert werden. Um Kannibalismus zu verhindern, sollte die Zusammensetzung der Larvengruppen regelmäßig überprüft werden, so dass nur gleich große Tiere in einem Becken sind. Blätter, Steine und Tonscherben als Verstecke genügen als Beckeneinrichtung. Eine tägliche Kontrolle der Larven ist notwendig, alle zwei Tage ein Wasserwechsel. Leitungswasser darf kein Chlor enthalten (durch das Abstehenlassen über einen Tag verflüchtigt es) (SEIDEL & GERHARDT 2016).

Der Arbeitsaufwand kann mit einer einfachen **Larvenaufzuchtanlage** deutlich reduziert werden. Diese wird in SEIDEL UND GERHARDT (2016) beschrieben, muss selbst gebaut werden und wird hier kurz wiedergegeben. Dazu benötigt man ein oder mehrere Aquarien (beispielsweise 100 x 50 x 30 cm), welche mit jeweils einem Außenfilter betrieben werden. Im Aquarium schwimmen Plastikbehälter (beispielsweise 20 x 20 x 12 cm), in denen die Larven aufgezogen werden. Die Behälter haben an den Seiten Alu-Gaze-Wände und Schwimmkörper. Das gefilterte Wasser wird über ein Rohr oberhalb der Behälter in einem schwachen Wasserstrahl in diese zurückgeleitet. Durch das größere Wasservolumen und die konstante Strömung verbessert sich die Wasserqualität, wodurch die Futtertiere länger überleben und die metamorphosierten Jungtiere kräftiger werden, da sie kontinuierlich gegen die schwache Strömung anschwimmen müssen. Mit den angegebenen Größen können 80–100 Larven (maximal 10 Larven pro Box) aufgezogen werden. Ein Wasserwechsel ist dann nur alle zwei Wochen notwendig.

Die Zeit von der Geburt der Larven bis zu deren **Metamorphose** hängt von den Wassertemperaturen und der Fütterung ab. In der Regel wandeln die Tiere sich nach 40–120 Tagen um (SEIDEL & GERHARDT 2016). Der Beginn der Metamorphose wird an folgenden Merkmalen erkannt:

- A Rückbildung der Kiemenbüschel
- B Verschwinden der Flossensäume am Schwanz
- C Deutliches Hervortreten der gelb-schwarzen Rückenzeichnung
- D Veränderung der Kopfform.

Da frisch metamorphosierte Jungtiere leicht ertrinken können, sollten Larven kurz vor der Umwandlung in ein separates Terrarium bzw. eine separate Box gesetzt werden. Wichtig ist die Ausbruchsicherheit, daher eignen sich kleine Plastikboxen mit gut verschließbarem Deckel (mit Luftlöchern oder eingeklebter Gaze). In der Box genügt ein Wasserstand von 2–3 cm, wichtig ist ein schräg eingebrachter Landteil (beispielsweise aus Styropor mit Moos oder Kork), der zu 1/3 unter Wasser steht und so eine optimale Ausstiegshilfe bietet. Die Metamorphose dauert etwa 10 Tage, in dieser Zeit wird kein Futter benötigt.

Die anschließende Aufzucht der Jungtiere erfolgt wie die Haltung von adulten Tieren. Die Terrarien sollten nicht zu groß sein, damit leicht eine hohe Futterdichte gewährleistet werden kann. Beispielsweise genügen für 3–6 Jungtiere Kunststoffbehälter von 20 x 20 cm Grundfläche. Die Ernährung ist ebenfalls identisch wie bei adulten Tieren (siehe 4.6). Selbstverständlich müssen die Futtertiere die richtige Größe haben. BOGAERTS et al. (2021) geben an, dass für die ersten drei Monate keine Wasserschale notwendig ist, und schlagen für diesen Zeitraum eine systematisierte Haltung mit einer maximalen Gruppengröße von fünf Tieren auf feuchtem Küchenrollenpapier vor. Nach zwei bis drei Monaten kann natürlicher Bodengrund verwendet werden.



Abbildung 5: Feuersalamanderlarve mit deutlich erkennbarem Fleckenmuster und äußeren Kiemen (A) und Einblicke in die Larvenaufzuchtanlage von Uwe Seidel (B) und (C). Man erkennt die separaten schwimmenden Aufzuchtboxen im Aquarium sowie die Schläuche, um eine Strömung zu erzeugen. © A: Benny Trapp; B & C: Uwe Seidel.

4.5) SOZIALVERHALTEN

Über die soziale Struktur und Interaktionen zwischen Feuersalamandern ist wenig bekannt. Mehrere Larven können nah beieinander in der Natur beobachtet werden. Jungtiere werden in der Natur oftmals gemeinsam in denselben Verstecken gefunden, adulte Individuen nutzen ebenfalls gelegentlich gemeinsame Versteckplätze. Kannibalismus ist bei Larven und metamorphosierten Tieren bekannt. Antagonistisches Verhalten zwischen ausgewachsenen Feuersalamandern, inkl. Territorialität, wird selten beobachtet (KÄSTLE 1986, GERHARDT 2017) und auf Ressourcenknappheit oder Reproduktionsverhalten zurückgeführt (THIESMEIER 2004). Jungtiere werden nach ca. 3–5 Jahren geschlechtsreif und sollten dann getrennt werden (PASMANS et al. 2014, SEIDEL & GERHARDT 2016, BOGAERTS et al. 2021).

Inwiefern Sozialverhalten in der Ex-situ-Haltung berücksichtigt werden muss, ist bisher unklar. Bisher wird für die systematisierte und naturnahe Innenraumhaltung empfohlen, nicht mehr als ein Männchen pro Terrarium/Box zu halten (1,1 oder 1,2; SEIDEL & GERHARDT 2021). Reine Männchengruppen (2,0 oder 3,0) haben sich ebenfalls bewährt (SEIDEL & GERHARDT 2021). Die gemeinsame Haltung mehrerer noch nicht geschlechtsreifer Tiere oder von Weibchen (4–5) scheint keine Probleme zu bereiten. Haben die Tiere genügend Platz, Struktur, Versteckmöglichkeiten und können sich aus dem Weg gehen, wie beispielsweise in größeren Freilandanlagen, ist eine gemeinsame Haltung von mehreren Männchen unproblematisch. Ob es die Tiere stresst, wenn die soziale Struktur verändert wird, ist unklar. Es gibt Hinweise darauf, dass nur manche Individuen soziale Strukturen aufbauen (CASPERS pers. Beobachtung in BOGAERTS et al. 2021) und dass Zuchtgruppen sich nicht beliebig zusammenstellen lassen (siehe 4.8). Es wird empfohlen, pro Individuum mindestens ein Versteck im Terrarium anzubieten. Inwiefern die Gruppenhaltung an sich Stress verursacht, ist nicht bekannt.

4.6) ERNÄHRUNG

Feuersalamander nehmen ausschließlich tierische Nahrung zu sich. In der Natur kann diese sehr unterschiedlich zusammengesetzt sein und richtet sich nach der saisonalen Verfügbarkeit. In Ex-situ-Haltung kann daher auch ein breites Spektrum an Nahrung angeboten werden. Aber auch eine relativ einfache Auswahl an Futtermitteln ist erfolgreich. Welches eine optimale langfristige Nahrungszusammenstellung ist, auch unter Berücksichtigung der natürlichen Darmflora, ist bisher nicht geklärt (siehe 6.2). Umgekehrt sind zahlreiche Probleme durch mangelhafte Ernährung bekannt, vor allem stoffwechselbedingte Knochenerkrankungen (BOGAERTS et al. 2021).

4.6.1) ADULTE TIERE

Die Nahrung adulter Feuersalamander und von Jungtieren in der Natur besteht zu mindestens 60–70 % aus Schnecken, Regenwürmern, Spinnen, Tausendfüßern und Käfern (THIESMEIER 2004). In der Natur wurden geschlechtsspezifische Unterschiede beobachtet, Weibchen ernährten sich häufiger von Schnecken (Gastropoda) und Tausendfüßern (Diplopoda), Männchen hingegen häufiger von Hundertfüßern (Chilopoda) und Asseln (Acari) (WANG et al. 2021). Im Terrarium kann eine breite Palette an Futtermitteln angeboten werden. Um Mangelerscheinungen und Krankheiten zu vermeiden, ist jedoch darauf zu achten, dass diese regelmäßig durch passende Vitamin- und Mineralstoffpräparate ergänzt („bestäubt“) werden und dass Futtermittel vor dem Verfüttern einige Tage mit hochwertiger Nahrung gefüttert werden („gut loading“).

Feuersalamander können direkt von der Pinzette gefüttert werden. Dadurch hat man die beste Kontrolle, welches Individuum wieviel zu sich nimmt. Diese Art der Fütterung ist allerdings relativ zeitaufwändig. Futtermittel können auch ins Terrarium gegeben werden. Dabei ist jedoch darauf zu achten, dass nicht verzehrte Futtermittel zeitnah wieder entfernt werden, da diese je nach Art entweder die Einrichtung beschädigen, die Feuersalamander verletzen können (beispielsweise Grillen) oder der Zersetzungsprozess nach ihrem Tod Krankheiten verursacht. Vor allem bei naturnahen Terrarien ist eine weitere Möglichkeit, Feuersalamander außerhalb des Geheges in einem sehr einfachen, separaten Terrarium zu füttern und danach wieder zurückzusetzen.

Tabelle 3: Potentielle Futtertiere für adulte Feuersalamander in der ersten Spalte und mit einer Auflistung der jeweiligen Vor- und Nachteile in den Spalten zwei und drei (nach SEIDEL & GERHARDT 2016) sowie ungefähren Kostenschätzungen in Spalte vier. Alle Futtertiere (bis auf Würmer, MICHAELS et al. 2021) können durch Futtermanagement aufgewertet werden.

Futtertier	Vorteile	Nachteile	Kosten
Argentinische Waldschabe (<i>Blaptica dubia</i>) und andere Schaben	- Jüngere Entwicklungsstadien vor allem für kleine Tiere gut geeignet	- Fütterung von Pinzette notwendig (graben sich ein) - Supplementierung notwendig - Ausgebrochene Tiere können zu Schädlingen werden (vor allem heimische Schabenarten)	ca. 35,- € / 100 Stück
Bohnenkäfer (<i>Acanthoscelides obtectus</i>)	- Relativ einfach zu beschaffen und zu züchten	- Werden nicht gerne gefressen - Können Glasscheiben hochlaufen und sammeln sich so oft am höchsten Punkt des Terrariums, werden dadurch für Feuersalamander unerreichbar	ca. 5,- € / 0,5 l
Buffalowürmer (Larven des Getreideschimmelkäfers <i>Alphitobius laevigatus</i>)	- Einfach zu beschaffen - Leicht zu züchten	- Ungünstiges Kalzium-Phosphorverhältnis und zu fettreich (daher nur als Kraftfutter für geschwächte Salamander geeignet)	ca. 5,- € / 100 g
Enchyträen (<i>Enchytraea albidus</i>)	- Relativ einfach erhältlich - Einfach zu vermehren	- Sehr fettreich	ca. 2,- € / 180 ml
Fleischfliegen (<i>Sarcophagidae</i>) oder Schmeißfliegen (<i>Calliphoridae</i>), Larven oder adulte Fliegen	- Einfache Beschaffung und Aufbewahrung (Kühlschrank) der Larven	- Geringer Nährwert - Unzerkaute Maden können den Magen und Darm der Salamander verletzen! Daher wird nur Fütterung der frisch geschlüpften Fliegen empfohlen	ca. 2,- € / 30 g ⁽¹⁾
Gehäuseschnecken	- Entspricht der natürlichen Nahrungsquelle - Optimale Kalziumquelle (da Gehäuseschnecken komplett verspeist werden) - Leichte Lagerung (in Trockenruhe)	- Nur kleinere Individuen können verfüttert werden (werden mit Gehäuse verspeist) - Potentielle Quelle für Parasiten	kein Standardangebot verfügbar
Grillen (Heimchen: <i>Acheta domestica</i> , Steppengrillen: <i>Gryllus assimilis</i> , Zweifleckgrillen: <i>Gryllus bimaculatus</i>)	- Einfach zu beschaffen - In unterschiedlichen Größen verfügbar	- Kleine Größen brechen leicht aus - evtl. Futtermanagement notwendig (siehe Text) - Supplementierung mit Vitamin- und Mineralstoffen notwendig (siehe Text)	ca. 2,- € / Dose ⁽²⁾
Heuschrecken (<i>Locusta migratoria</i> und <i>Schistocerca gregaria</i>)	- Entwicklungsstadien 1 und 2 gut verfütterbar	- Adulte Tiere ungeeignet - Evtl. Fütterung durch Pinzette notwendig	ca. 3,- € / Dose ⁽³⁾
Kellerasseln (<i>Porcellio scaber</i>) und andere Landassellarten, Wasserasseln	- Gute Kalziumquelle - Heimische Arten reinigen gleichzeitig das Terrarium - Leichte Zucht und Haltung	- Keine primäre Nahrungsquelle - Für tropische Arten (bspw. aus dem Handel) ist das Terrarium auf Dauer zu kühl	kein Standardangebot verfügbar
Landnacktschnecken (<i>Pulmonata</i>)	- Entspricht der natürlichen Hauptnahrungsquelle - Werden gerne verspeist	- Eigene Zucht oder längere Lagerung erscheint unmöglich - Nicht alle Arten gleich geeignet, da evtl. zu groß, zu stark schleimend oder aufgrund der Ernährung (Kot, Aas) höhere Wahrscheinlichkeit, Schadstoffe und Parasiten aufzunehmen (geeignet: bspw. Genetzte Ackerschnecke (<i>Deroceras reticulatum</i>), hauptsächlich vegetarische Art; ungeeignet: bspw. Wegschnecken (<i>Arionidae</i>)) - Fütterung von Pinzette wird empfohlen	kein Standardangebot verfügbar
Mehlwürmer (Larven des Mehlkäfers <i>Tenebrio monitor</i>)	- Einfach zu beschaffen - Leicht zu züchten	- Ungünstiges Kalzium-Phosphorverhältnis und zu fettreich (daher nur als Kraftfutter für geschwächte Salamander geeignet) - Können über Futtermanagement aufgewertet werden	ca. 19,- / kg
Raupen (Larven der <i>Lepidoptera</i>)	- Unbehaarte Arten werden gerne gefressen (bspw. Schwärmer (<i>Sphingidae</i>)) - Je nach Art leicht zu züchten	- Nicht einfach zu beschaffen - Geschützte und seltene Arten sollten nicht aus der Natur entnommen und verfüttert werden!	kein Standardangebot verfügbar

Futtertier	Vorteile	Nachteile	Kosten
Regenwürmer (<i>Lumbricidae</i>) (und Tauwürmer)	<ul style="list-style-type: none"> - Eigene Zucht kann relativ leicht angelegt werden - Einfache Zerteilung in passende Größen zur Fütterung 	<ul style="list-style-type: none"> - Evtl. bestäuben notwendig, um Kalzium zu ergänzen - Regenwürmer aus der Natur können potentiell Gift-, Schadstoffe und Parasiten einschleppen - Große Würmer müssen zerkleinert gefüttert werden 	ca. 5,- € / 100 g
Rotwürmer (Kompostwürmer) (<i>Dendrobaena</i> , <i>Eisenia</i>)	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Dendrobaena</i> gut geeignet - Einfach zu beschaffen - Saisonal unabhängig - Guter Nährstoffgehalt 	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Eisenia</i> nicht gut geeignet - <i>Dendrobaena</i> besitzt unangenehm riechendes Verteidigungssekret, adulte Feuersalamander sind oftmals schwierig daran zu gewöhnen, bei Jungtieren einfacher 	ca. 72,- € / 2 kg ⁽⁴⁾
Soldatenfliegenlarven (bspw. <i>Hermetia illucens</i>)	<ul style="list-style-type: none"> - Sehr gutes Kalzium-Phosphorverhältnis - Längere Lagerung im Kühlschrank möglich 	<ul style="list-style-type: none"> - Müssen von Pinzette verfüttert werden (da sie sich sonst vergraben) - Werden schlecht verdaut 	ca. 16,- € / 1000 Stück
Springschwänze (<i>Collembola</i>)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfach zu beschaffen und zu vermehren 	<ul style="list-style-type: none"> - Nur als Futter für sehr kleine Salamander geeignet 	ca. 5,- € / l
Süßwassergarnelen	<ul style="list-style-type: none"> - Einfach zu beschaffen und zu züchten 	<ul style="list-style-type: none"> - Nur für größere Salamander geeignet 	ca. 1,- bis 7,- € / Stück ⁽⁵⁾
Taufliegen/Fruchtfliegen (<i>Drosophila melanogaster</i>)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfach zu beschaffen - Gut geeignet für kleine Jungtiere 	<ul style="list-style-type: none"> - Supplementierung notwendig 	ca. 5,- € / 500 ml
Wachsmotten (<i>Galleria melonella</i>) und ihre Larven		<ul style="list-style-type: none"> - Aufwändig in der Zucht - Hoher Fettgehalt und nur als gelegentliches Futter geeignet 	ca. 4,- € / Stück
Webspinnen (<i>Araneae</i>) und Weberknechte (<i>Opiliones</i>)	<ul style="list-style-type: none"> - Entspricht der natürlichen Nahrungsquelle - Viele Arten auch für kleine Salamander geeignet 	<ul style="list-style-type: none"> - Schwierig zu beschaffen (fangen) - Bisher keine Zucht in großem Maßstab als Futtertiere bekannt 	kein Standardangebot verfügbar
Fleisch und Fisch (Fischstreifen, Süßwasserfischfilets, Rinderherz, Leber, Mäusebabys)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfache Beschaffung und Aufbewahrung 	<ul style="list-style-type: none"> - Müssen von Pinzette verfüttert werden (potentielles Futter wird durch Bewegungsreiz erkannt) - Unter Umständen auftauen notwendig - Kein „Grundnahrungsmittel“ für Feuersalamander, geeignet, um geschwächte adulte Tiere aufzupäppeln 	abhängig von Art und Bezugsquelle
Trockenfutterpellets für Wasserschildkröten	<ul style="list-style-type: none"> - Einfache Herstellung und Lagerung - Geringe Kosten - Optimale Steuerung der Ernährung (Protein-, Kalziumgehalt) 	<ul style="list-style-type: none"> - Müssen vor Fütterung eingeweicht und von Pinzette gefüttert werden (Feuersalamander reagieren bei Nahrungsaufnahme nur auf Bewegung), daher zeitaufwändig 	ca. 18,- € / 530 g
„Kuchenbrei“ aus Futterinsekten (bspw. Repashy Grub Pie)	<ul style="list-style-type: none"> - Einfacher Bezug & Lagerung - Optimale Steuerung der Ernährung (Protein-, Kalziumgehalt) 	<ul style="list-style-type: none"> - Müssen vor Fütterung eingeweicht und von Pinzette gefüttert werden (Feuersalamander reagieren bei Nahrungsaufnahme nur auf Bewegung), daher zeitaufwändig; bei manchen Tieren kann über die Zeit ein Lerneffekt durch Geruch eintreten, so dass ohne Pinzette gefüttert werden kann 	ca. 27,- € / 170 g

⁽¹⁾ Blaue Fleischfliegen (*Calliphora erythrocephala*); ⁽²⁾ Heimchen groß = ca. 40 Stück, mittel = ca. 60 Stück, klein = ca. 80 Stück, micro = ca. 120 Stück; ⁽³⁾ Wüstenheuschrecken groß = 9 Stück, subadult = 11 Stück, mittel = 13 Stück, klein = 17 Stück; ⁽⁴⁾ *Eisenia hortensis*; ⁽⁵⁾ bspw. für Arten der Gattung *Neocaridina*, Preis abhängig von der jeweiligen Art.

Geeignete Fütterungsintervalle sind in der Regel ein bis zwei Wochen, wobei gesunde Tiere immer in der Lage sind, längere Futterpausen gut zu überstehen. Diese werden natürlicherweise saisonal während der Winterruhe und im Sommer, wenn es länger trocken ist, eingelegt. Längere Futterpausen von mehreren Wochen entsprechen vermutlich eher den natürlichen Bedingungen, die Tiere wachsen damit etwas langsamer und werden so wahrscheinlich auch später geschlechtsreif. Direkt nach dem Absetzen von Jungtieren wird eine Futterpause bei Weibchen nicht empfohlen.

Futtertiere für Feuersalamander können entweder über den Zoofachhandel bezogen oder selbst gezüchtet werden (siehe Tabelle 3). Der Vorteil des externen Bezugs liegt darin, dass man Platz und Arbeitszeit einspart. Inzwischen sind von verschiedenen Anbietern auch qualitativ hochwertige Futtertiere verfügbar. Der Vorteil der eigenen Zucht ist, dass man eine bessere Kontrolle über den Eintrag potentieller Schadstoffe hat und die Qualität der Futtertiere besser kontrollieren kann. Das Futtermanagement der Futtertiere ist bei der langfristigen Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern ein wichtiger Aspekt, der noch nicht gut untersucht wurde (siehe 6.1). Bei externer Beschaffung empfiehlt es sich, die Futtertiere über eine kurze Zeit (mindestens 1–2 Tage), bevor diese verfüttert werden, selbst mit qualitativ hochwertigem Futter zu versorgen („gut loading“). Je nach Futtertieren kann es trotzdem notwendig sein, diese mit geeigneten Vitamin- und Mineralstoffpräparaten zu bestäuben (siehe Tabelle 4). Eine Vergleichsstudie mit drei Präparaten – Nutrobal (Vetark Professional), Calcium + D3 (Exo Terra), Repti Calcium mit D3 (ZooMed) – ergab, dass bei allen das Verhältnis Kalzium zu Phosphor gleich gut verbessert wurde, obwohl sich diese in ihrem Kalziumgehalt unterschieden (MICHAELS et al. 2014). SEIDEL & GERHARDT (2016) haben sehr positive Erfahrungen mit „Reptivite“ von ZooMed gemacht. Bei Würmern (*Dendrobaena venata*) konnte keine Verbesserung des Kalziumgehalts durch vorherige Zufütterung („gut loading“) erreicht werden (MICHAELS et al 2021).

Tabelle 4: Auswahl an verfügbaren Vitamin- und Mineralstoffpräparaten und ihrer Bewertung durch GABLER (2009). Es werden in der ersten Spalte der Hersteller und der Name des Präparats angegeben, dann in welchem Verhältnis zum Frischgewicht der Insekten es aufgenommen wird, in Spalte drei die Bewertung durch GABLER (2009) und anschließend die Vor- und Nachteile sowie ungefähren Kosten (ohne Versand).

Hersteller & Präparat	% in Ration	Bewertung	Vor- (pos.) & Nachteile (neg.)	Kosten
Namiba CalViRep VIT D3	100	5	pos.: Aminosäuren	ca. 9,- EUR / 300 g
ZooMed Reptivite	84	5	pos.: Aminosäuren	ca. 15,- EUR / 226,8 g
Herpetal Amphib	80	4	neg.: Vitamin D3 pos.: Aminosäuren	ca. 12,- EUR / 100 g
Hobby Reptix Vital	32	4	neg.: Eisen	ca. 10,- EUR / 120 g
Herpetal Mineral + Vit D3	72	3	neg.: Vitamin A	ca. 10,- EUR / 100 g
Hobby Reptix Mineral	46	3	neg.: Eisen, Vitamin A	ca. 8,- EUR / 120 g
Tetra ReptoCal	56	3	neg.: Eisen, Vitamin B1	ca. 7,- EUR / 100 ml
JBL MicroCalcium	65	1	neg.: Eisen, Vitamin A, D3, B1	ca. 14,- EUR / 100g

Nach bisherigen längerfristigen Erfahrungen lassen sich eine erfolgreiche Ex-situ-Haltung und Zucht mit einer Vielzahl an Futtertieren erreichen. Wichtig sind eine gute Qualität und Zusammensetzung der Nahrung. BOGAERTS et al. (2021) diskutieren ausführlich die Herausforderungen einer optimalen Ernährung und welche Effekte eine suboptimale Fütterung hat. Dort wird ebenfalls darauf hingewiesen, dass hier noch Fragen offen sind, vor allem bei langfristiger Ex-situ-Haltung (siehe 6.1). Eine etwas zeitaufwändigere Fütterung mit der Pinzette oder in separaten Boxen erleichtert die Kontrolle und vermeidet besser das Auftreten von Mangelerscheinungen oder Krankheiten.

4.6.2) LARVEN

Feuersalamanderlarven haben bei ihrer Geburt keinen Dottervorrat mehr und ernähren sich daher sofort selbstständig. Gefüttert werden können ad libitum zahlreiche Wasserbewohner (beispielsweise Daphnien, Ruderfußkrebse [Copepoda], Muschelkrebse [Ostracoda], Moskitolarven [*Culex* sp.]), die teilweise im Fischfutterhandel gekauft werden können. Einfach zu beschaffen sind:

- Enchyträen (eine Familie der Klasse: Gürtelwürmer [Clitellata]); sind jedoch sehr fetthaltig;
- *Tubifex* (Schlamm- oder Bachröhrenwürmer, eine Gattung der Klasse Gürtelwürmer [Clitellata]); müssen vor der Fütterung gut gewässert werden, um Schadstoffe zu entfernen;
- Rote Mückenlarven (Larven der Zuckmücken [Chironomidae]); sind für Feuersalamander problemlos, können bei Menschen Allergien verursachen (LIEBERS et al. 1991);
- Regenwurmstücke (Familie Lumbricidae, Klasse: Gürtelwürmer [Clitellata]); sind nur für größere Larven geeignet;
- Kaulquappen von Fröschen, beispielsweise *Discoglossus pictus* (PASMANS et al. 2016); können leicht gezüchtet werden, sind ideales Futter, es muss aber auf Pathogene geachtet werden und ob eine Verfütterung rechtlich zulässig ist (siehe 4.11);
- Bachflohkrebse (*Gammarus fossarum*); bisher schwierig nachzuzüchten, benötigen sauerstoffreiches Wasser zur Haltung, werden gerne gefressen;
- Salinenkrebse (*Artemia salina*); einfach zu beschaffen (auch als Frostfutter), auch für Jungsalamander geeignet, müssen vor dem Verfüttern ausgesiebt werden.

Weißer Mückenlarven (*Chaoborus crystallinus*) werden nicht empfohlen (GOTTSCHALK 2013). Auch bei Larven muss auf die richtige Nährstoffzusammensetzung geachtet werden. Krebse werden daher empfohlen, aber auch hier ist noch unklar, wie eine optimale Ernährung von Larven gestaltet werden soll (BOGAERTS et al. 2021). Feuersalamanderlarven können sich auch gegenseitig fressen, dies kann durch ausreichende Fütterung (alle 2 Tage), die richtige Dichte an Tieren und gleichgroße Larven (regelmäßiges „neu sortieren“ nach Größenklassen; siehe 4.4.5) minimal gehalten werden.

4.6.3) BERÜCKSICHTIGUNG DES HALTUNGSSYSTEMS

Grundsätzlich kann jedes Futtertier in jedem Haltungssystem verfüttert werden. Es empfiehlt sich jedoch, auch die Wahl der Futtertiere mit den grundsätzlichen Anforderungen an das jeweilige Haltungssystem zu verknüpfen. So steht bei einer systematisierten Haltung (4.4.1) vor allem die Minimierung des Risikos, Tiere durch mangelnde Hygiene zu verlieren, im Vordergrund. Dadurch und durch eine hohe Kontrollfrequenz werden kranke Tiere schnell erkannt, die Ursache kann ermittelt und es kann schnell gehandelt werden. Daher empfiehlt es sich, auch hier das Risiko der unbeabsichtigten Einbringung von Krankheiten durch Futter so weit als möglich zu reduzieren. Eine abwechslungsreiche Fütterung wird empfohlen. Adulte Feuersalamander sollten alle 10 bis 14 Tage, Jungtiere mindestens einmal pro Woche gefüttert werden.

In der naturnahen Haltung hängt das Risiko stark von der Art der Einrichtung ab. Ist diese sehr minimalistisch gehalten und ermöglicht eine einfache Kontrolle der Tiere (beispielsweise siehe BOGAERTS et al. 2021), bestehen hinsichtlich Fütterung die gleichen Überlegungen wie bei der systematisierten Haltung. Je naturnäher, komplexer und damit unübersichtlicher eine Haltung gestaltet ist, desto mehr erhöht sich das Risiko, Erkrankungen oder Parasiten zu spät zu erkennen. Dies heißt mit anderen Worten: Man verliert etwas Kontrolle und passt das Fütterungschema auch abwechslungsreicher dem Natürlichen an. Der genaue Umfang und welche Futtertiere dabei verwendet werden, richtet sich nach der Größe der jeweiligen Haltung, also wie viele Tiere gefüttert werden müssen, und ob zusätzliche Futtertiere zuverlässig beschafft oder selbst gezüchtet werden können (siehe Tabelle 3). Wenn die Terrarien komplexer gestaltet sind, empfiehlt sich auch eine Fütterung von der Pinzette, die den Zeitaufwand für die Fütterung deutlich erhöht. Je naturnäher eine Haltung ist, umso geringer ist vermutlich das Risiko einer künstlichen Selektion, und wahrscheinlich besitzen die Feuersalamander auch über längere Zeiträume ihre natürlichen Mikrobiota auf der Haut und im Darm. Diese Arbeitshypothese muss jedoch erst noch überprüft werden (siehe 6.2).

Das Ziel einer Freilandhaltung ist, die Tiere so naturnah wie möglich zu halten. Bei kleinen Freilandanlagen empfiehlt sich wie bei sehr naturnahen Haltungen die Fütterung außerhalb des Terrariums oder von der Pinzette. In großen Freilandanlagen sollten je nach Standort und Gestaltung genügend Futtertiere natürlicherweise vorkommen, die jedoch hin und wieder ergänzt oder an bestimmten Stellen gezielt für die Feuersalamander angelockt werden können. SEIDEL UND GERHARDT (2016) schlagen dafür zum Beispiel eine blaue Leuchtstoffröhre vor, die bei geeigneter Saison und Witterung in der Dunkelheit betrieben wird und zahlreiche Fluginsekten anlockt, die von den Feuersalamandern dann erbeutet werden. Bei geschlossenen Freilandanlage von ca. 3 m² Grundfläche, die zu Beginn unter anderem teilweise mit Kompost gefüllt wurden, werden alle drei bis vier Jahre zwei bis drei Eimer heißgerotteter Kompost (bei 60–70 °C) hinzugefügt. Dieser enthält keine Kompostlebewesen mehr und dient als Substrat für die in der Anlage enthaltenen Kompostbewohner (MERZHÄUSER pers. Komm.).

4.7) HYGIENE (BIOSECURITY)

Neu auftretende Erkrankungen („newly emerging diseases“), die durch den Menschen verbreitet werden, stellen für viele Tier- und Pflanzenarten in einer globalisierten Welt eine immer größere Bedrohung dar. Zusätzlich sind viele Populationen immer stärker voneinander isoliert, so dass lokale Aussterbeereignisse oft nicht ohne Hilfe des Menschen kompensiert werden können. Die beiden Chytridpilze *Bd* und *Bsal* sind nur zwei Beispiele für zahlreiche Krankheiten, die Amphibien generell und Feuersalamander im Speziellen befallen und damit einzelne Populationen und eventuell die ganze Art an den Rand des Aussterbens bringen können. Wahrscheinlich sind viele Krankheitserreger noch gar nicht bekannt oder sind noch dabei, sich auszubreiten (siehe beispielsweise SMILANSKY et al. 2021). Das Einschleppen von Krankheitserregern wie beispielsweise Pilzen, Viren, Bakterien, Prionen, Einzellern in Ex-situ-Haltungen, aber auch ihr Entweichen aus der Haltung stellen reale Risiken dar, welche verhindert werden müssen. Daher ist es wie in jeder Haltung wichtig, regelmäßig Arbeitsmaterialien zu desinfizieren (siehe beispielsweise Protokolle in Anhang 10.5.2). Die Standards sollten für die Quarantäne hoch sein, vor allem, wenn dort zahlreiches unterschiedliches Personal arbeitet, Arbeitsabläufe noch nicht verinnerlicht und dadurch Fehler wahrscheinlicher sind.

4.7.1) QUARANTÄNE & WÄRMEBEHANDLUNG

Materialien, die in der Quarantäne und der Wärmebehandlung für die Einrichtung der Haltung verwendet werden (siehe 4.2), sollten vor ihrer Verwendung „dekontaminiert“ werden. Dies erfolgt entweder durch die Verwendung steriler Materialien oder durch Erhitzen. Künstliche Materialien sollten im Zweifel die gleiche Behandlung erfahren oder können desinfiziert werden. Anfallender Abfall aus der Quarantäne sollte speziell gesammelt (dichte Plastiksäcke) und in einer Verbrennungsanlage entsorgt werden. Es gibt Hinweise darauf, dass *Bsal* sich auch in toten Blättern reproduzieren und überdauern kann (KELLY et al. 2021). Abwasser sollte aufgefangen und vor der Entsorgung desinfiziert werden (BAUMGARTNER, EISENBERG & PASMANS pers. Komm.). Thermische Desinfektion ist nach Möglichkeit chemischer Desinfektion vorzuziehen, da die Chemikalien negative Auswirkungen auf die Tiere, aber auch als Abfall auf die Umwelt haben können. Eine Hitzebehandlung >70 °C für 1 h tötet Ranaviren und Chytridpilze. Eine Chlorklösung (beispielsweise Hypochlorit 4 %) desinfiziert von den meisten Viren, Pilzen und Bakterien, ist aber schädlich für die Umwelt und damit schwierig in der Entsorgung. Meist wird Kaliumperoxymonosulphat (Virkon; 1 %, muss tagesaktuell frisch angesetzt werden) verwendet, da dies weniger toxisch ist. Andere Mittel zur Desinfektion sind 4 %ige Natronlauge und 70 %iger Ethanol (VAN ROOIJ et al. 2017). Vor jeder Desinfektion muss gründlich gereinigt werden, da organische Substanzen die Effizienz reduzieren (BOGAERTS et al. 2021). Um zu überprüfen, ob die aufwändige Prozedur effektiv ist, können regelmäßige Tests des Abfalls und des Abwassers (siehe 4.3) durchgeführt werden.

4.7.2) REGULÄRE HALTUNG

Unabhängig vom Haltungssystem (siehe 4.4) muss darauf geachtet werden, dass keine Krankheitserreger in die Haltung eingebracht oder aus ihr ausgebracht werden. Eine Desinfektion von Materialien für die Haltung, des Abfalls oder des Abwassers ist nach aktuellem Stand nicht notwendig, da alle Tiere eine Quarantäne durchlaufen. Sie ist vor allem dann nicht nötig, wenn regelmäßig visuelle Kontrollen durchgeführt werden (siehe 4.3), um Krankheitserreger rechtzeitig zu erkennen und adäquat reagieren zu können. Für Futtertiere ist dies schwieriger umzusetzen (siehe 4.6).

4.8) ZUCHT

Werden Feuersalamander unter den richtigen Bedingungen gehalten (klimatisch und ernährungstechnisch), pflanzen sie sich in der systematisierten, der naturnahen und der Freilandhaltung fort. Vor allem in größeren Freilandanlagen lässt sich dies schwierig bis gar nicht kontrollieren. Da Kannibalismus sowohl bei Larven wie auch bei metamorphosierten Feuersalamandern auftritt, reguliert sich die Fortpflanzung und damit die Dichte in einer optimalen, großen Freilandanlage von selbst. Bei allen anderen Haltungssystemen stellen sich den Verantwortlichen der Ex-situ-Haltung zahlreiche Fragen, die miteinander verknüpft sind:

- A** Soll Fortpflanzung erfolgen – ja oder nein?
- B** Wenn eine Fortpflanzung erfolgen soll, mit welchen Individuen soll dies geschehen?
- C** In der Natur scheint es die Regel zu sein, dass ein Wurf Salamanderlarven mehrere Väter hat und dass nicht alle Väter für gleich viele Jungtiere verantwortlich sind (STEINFARTZ et al. 2006). Bisherige Ergebnisse zeigen, dass die Spermien in der Spermathek gemischt werden und bei etwa einem Drittel der Larven eines Weibchens von bis zu vier Vätern befruchtet wurden. Es herrscht ein positiver Zusammenhang zwischen der Zahl der Väter und der Zahl abgelegter Larven. Das erfolgreichste Männchen ist im Schnitt mit 70 % der Nachkommen verwandt. Überraschenderweise sind die Eltern in multiplen Vaterschaften enger miteinander verwandt als in Einzelvaterschaften (CASPER et al. 2014b). Lässt man daher ex situ ebenfalls mehrere Paarungen eines Weibchens zu und ebenfalls von verwandten Tieren oder aus Gründen des Populationsmanagements nicht?
- D** Spermien können im Weibchen bis zu zwei Jahre fruchtbar bleiben (BAYLISS 1939). In welchen Intervallen soll es dann zu Paarungen kommen?
- E** Ein Weibchen setzt zwischen 8 und 70 Larven in einem Wurf ab (SEIDEL & GERHARDT 2016). Wie viele Larven zieht man bis zu welchem Stadium groß?
- F** Wie wird ausgewählt, welche Larven bis zu welchem Zeitpunkt aufgezogen werden?
- G** Was passiert mit Tieren, die nicht weiter aufgezogen werden können/sollen und die damit aufgrund limitierter Ressourcen nicht weiter gehalten werden können?

Allgemeingültige Antworten auf diese Fragen gibt es nicht. In der Natur werden Feuersalamander im Schnitt acht Jahre alt (KALEZIC et al. 2000). Individuen von mindestens 20 Jahren sind dokumentiert (FELDMANN 1987) und bis zu 25 Jahren vermutet (REBELO & LECLAIR 2003). Im Terrarium sind mehr als 50 Jahre belegt (BÖHME 1979). Bei einer kurzzeitigen Ex-situ-Haltung (wenige Jahre) ist eine Vermehrung höchstens zur Risikoabsicherung, falls Individuen versterben, notwendig. Bei Zeiträumen über mehr als einem Jahrzehnt sollte aus Gründen der Risikoabsicherung immer eine Zucht erfolgen.

Grundsätzlich ist es dringend angeraten, die Fortpflanzung im Rahmen eines Erhaltungszuchtprogramms zu koordinieren. So kann der Status aller Ex-situ-Haltungen gleichzeitig berücksichtigt werden. Zentrale Zuchtvorgaben werden dann je nach Bedarf anhand des Status der Art angepasst. Gelegentlich wird in Ex-situ-Programmen bei anderen Arten auf künstliche Befruchtungen zurückgegriffen, um die maximale Kontrolle über Verpaarungen zu haben. Inwieweit das beim Feuersalamander möglich ist und ob dies langfristig erfolgen kann und sollte, scheint bisher nicht untersucht zu sein (PASMANS pers. Komm.).

4.9) FACHGERECHTER UMGANG MIT ÜBERZÄHLIGEN TIEREN

Bei erfolgreicher Nachzucht wächst die Ex-situ-Population mit der Zeit, so dass bei limitierten Ressourcen nicht alle Tiere untergebracht werden können. Dabei kann nicht ausgeschlossen werden, dass Larven oder auch metamorphosierte Tiere sich gegenseitig fressen. Kannibalisches Verhalten kommt beim Feuersalamander auch in der Natur vor, vor allem bei Larven (THIESMEIER 2004). Dennoch müssen gegebenenfalls Tiere in unterschiedlichen Stadien aus dem Programm genommen werden. Dies kann durch Abgabe an andere Einrichtungen erfolgen, die nicht Teil des Ex-situ-Programms sind, und beispielsweise Feuersalamander zu Lehrzwecken verwenden. Tiere können auch wieder in die Natur (vorausgesetzt, die Individuen sind frei von Krankheits-erregern; allerdings ist bisher ungeklärt, ob genesene Tiere Träger sein können (BAUMGARTNER pers. Komm.); siehe dazu Abschnitt 5.1) oder in sehr große Freilandterrarien ausgesetzt werden, oder es werden neue

Kooperationspartner für das Programm akquiriert. In sehr großen Freilandterrarien ist eine komplette Kontrolle aller Individuen nicht mehr zu gewährleisten, und natürliche Prozesse regulieren darin die Bestandsdichte. Dies hat den Vorteil, dass künstliche Selektion in großen Freilandanlagen vermutlich geringer ist. Alternativ ist nicht auszuschließen, dass gegebenenfalls Tiere getötet werden müssen. Dies wird durch das Tierschutzgesetz unter der Prämisse „Niemand darf einem Tier ohne vernünftigen Grund Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen“ (§ 1) und die Vorgaben des TierSchG zur Tötung von Wirbeltieren geregelt. Für Amphibien stehen unterschiedliche Anästhetika zur Verfügung, die in Wasser aufgelöst werden können und in einer Überdosierung für die darin schwimmenden Tiere zum Tode führen. Hierfür eignet sich vor allem MS-222 (3-Amino-benzoesäure-ethylester-methansulfonat) (HACC 2004). Andere Möglichkeiten sind die Verwendung von Chlorbutanol (1,1,1-Trichlor-2-methyl-2-propanol), Urethan (Urethan-Ethyl-Karbamat) oder Benzokain (4-Aminobenzoesäureethylester) (HACC 2004). Eine Verfütterung von Tieren an andere Tiere als anerkannter vernünftiger Grund zur Tötung, die durch Anästhetika getötet wurden, ist nicht möglich. Aufgrund der Giftigkeit von Larven und Adulten kommen nach bisherigem Kenntnisstand außer einer innerartlichen Verfütterung nur wenige andere Arten, wie zum Beispiel Ringelnattern (beispielsweise *Natrix natrix* & *Natrix helvetica*), in Betracht.

4.10) DOKUMENTATION

Für jede erfolgreiche Ex-situ-Erhaltung ist eine gute Dokumentation von zentraler Bedeutung. Diese sammelt alle notwendigen Informationen und erlaubt so eine kontinuierliche Kontrolle, aber auch Anpassung der Haltungsbedingungen. Da es aktuell noch keine Möglichkeit gibt, *Bsal* in der Natur zu eliminieren, muss von langen Zeithorizonten für Erhaltungszuchtprogramme ausgegangen werden, für die genetischen Modellrechnungen wird von 100 Jahren ausgegangen (siehe auch 4.13). Dies bedeutet, dass alle Informationen mehrfach an nachfolgende Verantwortliche weitergegeben werden. Sie müssen daher nachvollziehbar und eindeutig dokumentiert sein.

Der wichtigste Aspekt der Dokumentation ist das Zuchtbuch. Es muss nachvollziehbar sein, welche Individuen aus welcher Ursprungspopulation stammen oder aus welchen individuellen Verpaarungen oder Zuchtgruppen sie stammen. Dies muss über alle Generationen hinweg festgehalten werden. Nur so kann die Ex-situ-Population sinnvoll gemanagt werden. Ist dies nicht der Fall, können genetische Verwandtschaftsanalysen die Grundlage für Populationsmanagemententscheidungen legen. Im Idealfall liegen Verwandtschaftsanalysen und Daten zur genetischen Diversität der F0-Generation vor und werden dann über das Zuchtbuch lückenlos dokumentiert.

Metamorphosierte Tiere können anhand ihres Zeichnungsmusters individuell erkannt werden. Diese Zeichnung verändert sich ab der Metamorphose bis zu einer Länge von ca. 14 cm noch etwas. Über qualitativ hochwertige Fotos im Abstand von etwa drei Monaten kann dies gut dokumentiert werden, so dass jedes Tier individuell erkannt werden kann (BOGAERTS et al. 2021). Bei Larven besteht wahrscheinlich die Möglichkeit, über das Punktmuster am Schwanz Individuen zu erkennen (EITAM & BLAUSTEIN 2002). Invasive Markierungsmethoden wie PIT-Tags (Passive Integrated Transponder) oder VIEs (Visual Implant Elastomer) können ebenfalls verwendet werden, sind aber unserer Meinung nach nicht notwendig und verursachen zusätzlichen Stress und Verletzungen der Tiere. Das Geschlecht kann ab einer Gesamtgröße von ca. 10–14 cm mit Erfahrung erkannt und damit dokumentiert werden.

Da bisher wenig systematische wissenschaftlich validierte Erfahrungen in der langfristigen Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern bestehen und eine Reihe von Handlungsfragen ungeklärt sind (siehe 6), empfiehlt es sich, eine Reihe von Daten zu dokumentieren (siehe Tabelle 5), vor allem am Standorttyp „Forschung“ (siehe 4.12). Um einen schnellen Überblick und iterative Anpassungen der Haltungssysteme zu ermöglichen und da alle Daten auch einfach digital aufgenommen werden können, bietet es sich an, die Dokumentation, wenn möglich, nicht auf Papier durchzuführen. Ein Teil der Daten kann einfach per Foto aufgenommen werden (siehe 4.3). Außerdem ist die Zusammenführung von Papier- und digitalen Daten aufwändig und birgt das Risiko, dass Fehler dabei geschehen. Hier kann die Eingabe der Daten digital per App mit Hilfe eines Tablets für Erleichterung sorgen. So können durch „drop down“-Menüs oder eine „automatische Vervollständigung“ Fehler weiter reduziert werden. Die Fotos könnten direkt mit dem Tablet gemacht werden und QR-Codes (die einfach selbst erstellt und ausgedruckt werden können) an den Terrarien ermöglichen eine schnelle und fehlerfreie Aufnahme von Basisdaten (beispielsweise um welches Terrarium in welchem Haltungssystem und welches Individuum es sich handelt). Das Tablet würde die Daten nur kurz lokal speichern und die Daten nach Beendigung der Arbeit oder immer bei Abschluss eines Arbeitsschrittes auf einen zentralen Server hochladen. Dort würden die Daten gespeichert und täglich die notwendigen Backups durchgeführt. Diese zentrale Dokumentation ist technisch nicht besonders aufwändig, erfordert aber IT-Personal zur Wartung und Sicherheit und sollte daher zentral für Deutschland durchgeführt werden, um die Kosten für die einzelnen Standorte so gering wie möglich zu halten. Dies könnte beispielsweise im Rahmen eines zusätzlichen Moduls an die derzeit in der Entwicklung befindliche Datenbank „Wild at Home“ von Citizen Conservation angeschlossen werden (siehe 5.4).

Tabelle 5: Übersicht über Daten und Dokumente, die im Zuge eines Erhaltungszuchtprogramms vorhanden sein (Spalte 1: obg = obligatorisch, opt = optional) und deren Zugang für die komplette Zeit der Haltung sichergestellt werden sollte

Dokumentation		Erläuterungen
obg	Individuelle fortlaufende Nummer	Jedes Individuum benötigt eine einzigartige Nummer, die nur ihm zugeordnet werden kann. Idealerweise würde es für alle Tiere in Deutschland eine zentrale Koordinationsstelle geben, bei der individuelle Nummern automatisch online vergeben werden. Da dies aktuell nicht implementiert ist, sollte die Nummer Rückschlüsse auf den Standort und die Generationszeit in der Ex-situ-Haltung ermöglichen. Bspw.: BAY-NUR-W1-0001 für ein Tier aus Bayern (BAY), am Standort Nürnberg (NUR), Herkunft 1. Wildfang (W1), Nummer 0001; BAY-REG-F2-6216 für ein Tier aus Bayern (BAY), am Standort Regensburg (REG), Herkunft F2-Generation in ex situ mit der Nummer 6216
obg	Standort	Individuelle Bezeichnung/Name für den Standort der Haltung, mit vollständiger Adresse sowie Adresse und Kontaktdaten der verantwortlichen Personen
opt	Haltungssystem	Detaillierte Angaben mit allen Details wie in dieser Studie vorgeschlagen; inklusive Speicherung der automatisierten, detaillierten Aufnahme wichtiger klimatischer Parameter im Terrarium wie Temperatur und Luftfeuchte (über geeignete Datenlogger).
opt	Herkunft	Unterscheidung nach Individuen aus der Natur (Wildfänge) oder Individuen, die in Ex-situ-Haltung geboren wurden (nach den üblichen Abkürzungen F1, F2 ...).
obg	Ursprung Population	Daten zum Ursprungsort der Population, aus der die Individuen stammen, idealerweise mit genauen Ortsbezeichnungen und vor allem exakten GPS-Koordinaten.
opt	„Conservation Unit“	Falls vorhanden Daten zu Unterartzugehörigkeit, genetischer Zugehörigkeit, etc.
opt	Individuelle Merkmale	Geburtsdatum; Metamorphosedatum; Todesdatum (mit Verweis auf untersuchte/vermutete Todesursache, Elterntiere (falls bekannt) Größe, Gewicht, Geschlecht, Fotos zu unterschiedlichen Zeitpunkten zur Individualerkennung
obg	Veterinärmedizinische Aspekte	Detaillierte Angaben (inklusive Scans) aller Quarantänephases und Tests auf alle Krankheiten und Parasiten, die das Individuum durchlaufen hat, inklusive der Ergebnisse (vergleiche mit 4.3)
obg	Rechtliche Aspekte	Detaillierte Dokumentation aller juristisch notwendigen Unterlagen (bspw. Genehmigungen zur Überführung der Tiere in Ex-situ-Haltung)

Wie an unterschiedlichen Stellen beschrieben, sind noch einige Aspekte der langfristigen Ex-situ-Erhaltung von Populationen des Feuersalamanders ungeklärt. Eine zentrale Dokumentation zumindest an ausgewählten Standorten (siehe 4.12) erleichtert deren Beantwortung. So können beispielsweise regelmäßige „Fittestests“ der Tiere und eine Dokumentation ihrer Morphologie (beispielsweise über standardisierte Fotos; siehe 4.3) Hinweise darauf geben, ob eine künstliche Selektion im jeweiligen Haltungssystem auftritt. Daten anderer Begleituntersuchungen (siehe 6) sollten ebenfalls im gleichen System zentral gespeichert werden.

Zwingend notwendig in der Dokumentation sind halbjährliche Bestandsberichte aller Standorte zu den dort gehaltenen Feuersalamandern sowie eine Dokumentation des individuellen Musters, um alle Individuen eindeutig identifizieren zu können.

4.11) RECHTLICHE ASPEKTE

Die gesetzlichen Regelungen sind nicht bundeseinheitlich vorgegeben. Grundsätzlich sind von den zuständigen Behörden folgende Genehmigungen rechtzeitig einzuholen:

- A** Eine Genehmigung zur Überführung von Feuersalamandern aus der Natur in die Ex-situ-Haltung.
- B** Eventuell Genehmigungen zur Probennahme (beispielsweise für *Bsal* oder andere Krankheiten). Dies gilt in manchen Regierungspräsidien als Tierversuch und muss daher dann dort separat genehmigt werden. Werden Beprobungen als genehmigungspflichtiger Tierversuch eingestuft, muss ein Antrag gestellt werden. Werden sie hingegen als anzeigepflichtiger Tierversuch eingestuft, reicht eine Meldung. Dies kann in der Regel bei der zuständigen Behörde vorher mündlich abgefragt werden (BAUMGARTNER pers. Komm.). Werden Swabbing-Proben im Rahmen einer Diagnose von einem Tierarzt in menschlicher Obhut genommen, gilt das Tierschutzgesetz und es werden keine Genehmigungen benötigt (PASMANS pers. Komm.). Unserer Meinung nach stellen Abstriche keine maßgebliche Beeinträchtigung der Tiere dar, da den Tieren keinerlei Verletzungen zugefügt werden (wie beispielsweise bei einer Biopsie). Daher sollten Abstriche nicht als Tierversuche gelten, auch nicht als anzeigepflichtige Tierversuche. Dieser Argumentation wird in Hessen gefolgt (EISENBERG pers. Komm.).

Die unterschiedlichen Auslegungen der gesetzlichen Vorgaben zwischen Bundesländern, aber auch zwischen einzelnen Regierungspräsidien oder Landkreisen, erschweren die notwendige zentrale Koordination der Ex-situ-Haltung. Hier besteht ein dringender Wunsch nach einer einheitlichen Regelung unabhängig davon, wo die Proben genommen werden (Freiland oder Ex-situ-Haltung und in welchem Regierungsbezirk). Selbstverständlich ist es wichtig, einen schlüssigen Leitfaden für die Probennahme von Abstrichen zu entwickeln, der die Hygiene berücksichtigt, das richtige Handling und die Zeit, die dafür benötigt wird. Es wird daher empfohlen, Abstriche (Swabbing) als diagnostisches Werkzeug direkt zu Beginn der Quarantäne in menschlicher Obhut durchzuführen. In naher Zukunft wird es hoffentlich möglich sein, über Tests des Bodengrunds oder des Wassers (sowohl bei Adulten als auch bei Larven) Krankheitserreger zuverlässig nachweisen zu können (siehe 6.8) und so auf Abstriche verzichten zu können.

Zur gegenseitigen Absicherung des Risikos, dass einzelne Ex-situ-Populationen im Lauf der Zeit durch unvorhergesehene Katastrophen aussterben, ist es notwendig, die Tiere auf mehrere Standorte zu verteilen. Für den Austausch der Feuersalamander zwischen Standorten wird ein Dokument empfohlen, welches die Herkunft der Tiere und die Ergebnisse der Tests auf *Bsal* und *Bd* zusammenfasst. Dies ist angelehnt an das sogenannte „Traces certificate“ welches für den Handel von Salamandern in der Europäischen Union notwendig ist (https://ec.europa.eu/food/animals/traces_de#about-traces; siehe Durchführungsbeschluss (EU) 2019/1998 der Kommission vom 28. November 2019, L 310, 2.12.2019).

4.12) STANDORTE

Für die erfolgreiche Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern sind in erster Linie ausreichende Ressourcen notwendig (siehe 4.14). Wenn diese vorhanden sind, kommen eine Reihe von Standorten in Frage. Naheliegend sind Einrichtungen, die bereits erfolgreiche Ex-situ-Haltungen durchführen, wie Zoos, Tiergärten, Tierparks und Wildgehege. Im Verband der Zoologischen Gärten e.V. (VdZ) sind die wissenschaftlich geleiteten Zoos organisiert. In Bayern sind dies:

- A** Altschönau: Tier-Freigelände des Nationalparks Bayerischer Wald
- B** Augsburg: Zoologischer Garten Augsburg
- C** München: Tierpark Hellabrunn
- D** Nürnberg: Tiergarten Nürnberg
- E** Straubing: Tiergarten Straubing.

Der Tiergarten Nürnberg hat bereits Erfahrungen mit der erfolgreichen Wärmebehandlung von *Bsal* sammeln können. Die Feuersalamander stammen aus dem Steigerwald, haben alle die Behandlung gut überstanden, und bei ihnen sind seitdem keine weiteren positiven Nachweise von *Bsal* aufgetreten. Aktuell werden dort Kapazitäten aufgebaut, um in Zukunft bis zu 100 Tiere gleichzeitig in Wärmebehandlung übernehmen zu können.

Zahlreiche andere Tierparks oder zoologische Gärten sind potentiell ebenfalls geeignet. So befinden sich in Bayern neben den fünf im VdZ organisierten, oben genannten Einrichtungen noch 33 weitere (https://de.wikipedia.org/wiki/Liste_zoologischer_G%C3%A4rten_in_Deutschland). Der Tierpark Hellabrunn pflegt bereits *Salamandra salamandra salamandra*. Der Wildgarten in Furth im Wald, der Reptilienzoo Allgäu in Füssen, das Freilandterrarium in Stein und der Tiergarten Straubing pflegen bereits *Salamandra salamandra* ohne Angabe von Unterartstatus (www.zootierliste.de). Andere Einrichtungen sollten ebenfalls in der Lage sein, Feuersalamander erfolgreich zu halten, wenn dabei die nötigen Personalkapazitäten geschaffen und Ressourcen zur Verfügung gestellt werden. Dabei sollte kreativ in viele Richtungen gedacht werden. Angedacht werden könnten beispielsweise verschiedene Naturschutzverbände (beispielsweise LBV, BUND); eine vollständige Liste ist hier aufgeführt: <https://www.stmuv.bayern.de/themen/naturschutz/organisation/naturschutzvereinigungen/index.htm>, aber auch Behörden und Forstämter haben eventuell geeignete Möglichkeiten. Vor allem, wenn standardisierte „Salamander Pods“ (siehe 4.14.1) geschaffen werden. Diese stellen ein in sich geschlossenes, funktionsfähiges, standardisiertes System dar, welches fast überall aufgestellt werden kann. Zusätzlich könnten auch auf privatem Gelände in Kooperation mit Firmen „Salamander Pods“ aufgestellt werden oder geeignete Räumlichkeiten, vorzugsweise im Keller, genutzt werden. Auch gibt es seit Jahrzehnten zahlreiche private HalterInnen, die sehr erfolgreich Feuersalamander halten und züchten. Privatpersonen könnten in ihren eigenen Räumlichkeiten Tiere halten, wenn diese geeignet sind, oder für Halterungen in Räumlichkeiten verantwortlich sein, die anderweitig zur Verfügung gestellt wurden. Hierfür bietet sich eine Kooperation mit Citizen Conservation an, da dort bereits HalterInnen von Feuersalamandern teilnehmen beziehungsweise Interesse an einer Mitarbeit bekundet haben. Die Haltung an jedem Standort muss in jedem Fall vertraglich abgesichert sein (siehe 4.11), die Dokumentation muss zuverlässig erfolgen (siehe 4.10), und regelmäßige Kontrollen müssen möglich sein. Im Optimalfall wird die Ex-situ-Population der Feuersalamander an einem Standort und strikt von anderen Amphibienhaltungen getrennt, um eine Übertragung von Krankheiten zu verhindern (PASMANS pers. Komm.).

Wie zahlreiche Beispiele in der Vergangenheit gezeigt haben, ist es von fundamentaler Bedeutung, dass es mehrere Standorte gibt und dass Individuen einer Population nicht nur an einem Standort, sondern an mehreren komplett voneinander unabhängigen Standorten gehalten werden. Es kann durch unvorhersehbare und nicht vermeidbare Zwischenfälle immer dazu kommen, dass an einem Standort zahlreiche oder gar alle Tiere versterben. Dies kann niemals sicher ausgeschlossen werden, und nur eine gegenseitige Absicherung mehrerer Standorte garantiert das Überleben der ausgewählten Populationen (siehe dazu auch 5).

Um sicherzustellen, dass die Ex-situ-Haltung von Beginn an erfolgreich ist, muss der Standort komplett ausgerüstet sein, bevor die ersten Feuersalamander gefangen werden. Dies bedeutet auch, dass alle Terrarien, Boxen, Freilandanlagen etc. eingerichtet sind und vor Einzug die klimatischen Bedingungen des Standorts getestet wurden (Temperatur- und Luftfeuchtemessungen, siehe Anhang 10.2). Konkret bedeutet dies für die Innenraumhaltung, dass im Raum und in den Terrarien oder Boxen gemessen wurde, in Freilandterrarien und Anlagen an unterschiedlichen Mikrohabitaten, die später von den Tieren genutzt werden. Bei Freilandhaltungen ist vor allem die Gefahr des Entweichens von Tieren zu berücksichtigen. Das Risiko, Tiere aus „fremden“ Populationen versehentlich mit ansässigen, lokalen Populationen zu vermischen, sollte auf ein Minimum reduziert werden. Von daher eignen sich für Freilandhaltungen natürlich besonders Orte im Einzugsbereich der Ursprungspopulation sowie Orte mit ähnlichen Klimabedingungen, an denen keine Feuersalamander vorkommen. Auch das Risiko der Übertragung von Krankheiten aus Freilandhaltungen in umgebende Populationen muss so gering wie möglich gehalten werden.

Wie in den Zielen der vorliegenden Studie erläutert (siehe 2), verfolgt die Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders zahlreiche unterschiedliche Ziele:

- A** Erhaltung einer Population zur Absicherung gegen ein lokales, regionales und globales Aussterben der Art sowie der Erhalt von weiteren Optionen für zukünftige Artenschutzprogramme.
- B** Zeitliche Rettung vor einer akuten Bedrohung: *Bsal*.
- C** Der Erhalt einer langfristigen Ex-situ-Population für potentielle Wiederauswilderungen oder Neuansiedlungen, falls möglich.
- D** Quelle zur Wiederherstellung und Unterstützung bestehender Populationen.
- E** Forschung zu grundsätzlichen Fragestellungen zur Biologie des Feuersalamanders und zur kontinuierlichen Verbesserung der Haltungsbedingungen.
- F** Grundlage für Bildungs- und Sensibilisierungsprogramme.

Dies bedeutet, dass aller Voraussicht nach nicht jeder Standort alle Ziele anvisieren möchte und auch nicht muss. Insgesamt sollten aber für jedes Ziel genügend Standorte zur Verfügung stehen, und jeder Standort kann selbstverständlich mehrere Ziele verfolgen. Wir schlagen der Einfachheit halber drei Standorttypen vor, ein realer Standort kann dabei aber unterschiedliche Typen vereinen:

- Standorttyp „Erhalt“:** Diese Standorte kombinieren Ziele A, B, C und D. Das heißt, sie haben genügend Individuen einer Population in Ex-situ-Haltung und züchten kontinuierlich nach.
- Standorttyp „Forschung“:** Diese Standorte dienen primär Ziel E und erarbeiten iterativ evidenzbasierte Haltungsrichtlinien (nach SUTHERLAND et al. 2004, DICKS et al. 2014).
- Standorttyp „Bildung“:** Diese Standorte halten vorrangig Feuersalamander zum Zwecke der Bildung und Sensibilisierung der breiten Öffentlichkeit für Umwelt- und Artenschutzthemen

In einem nationalen oder bestenfalls europäischen koordinierten Erhaltungszuchtprogramm können alle Individuen in Ex-situ-Haltung von unterschiedlichen Standorten und mit unterschiedlichen Zielen trotzdem optimal ein oder mehrere Populationen an Feuersalamandern managen.

4.13) ZEITHORIZONTE

Aktuell gibt es zwar erfolgreiche Methoden, mit Hilfe von Wärme (siehe 4.2.2) oder Fungiziden (BLOOM et al. 2015b) individuelle Feuersalamander wieder „*Bsal*-frei“ zu bekommen, aber dies funktioniert nur, wenn die Tiere dazu gehältert werden. In der Natur kommt *Bsal* nicht nur bei Feuersalamandern vor, sondern es gibt zahlreiche Reservoirs und Vektoren. Es ist bisher unmöglich, alle Reservoirs und Vektoren gegen *Bsal* zu behandeln. Resistenzen sind ebenfalls bisher keine bekannt. Daher kann nicht abgeschätzt werden, wie lange Feuersalamander zur Sicherung einer von *Bsal* betroffenen Population ex situ gehalten werden müssen. Die gängigen Modellrechnungen zur genetischen Diversität gehen oftmals von 100 Jahren aus. Andere Überlegungen können aber auch kürzere oder unbegrenzte Zeiträume annehmen. Der Zeitraum von 100 Jahren dient in dieser Studie erst einmal als Grundlage für unterschiedliche, potentielle Szenarien (siehe 5). Dies bedeutet aber nicht, dass jedes lokale Vorkommen als eigene Population angesehen werden muss. Populationen (oder sogenannte „Conservation Units“) können auch aus einzelnen Subpopulationen bestehen, welche dann in der Ex-situ-Strategie zusammengefasst werden. So kann die Menge der Individuen, die für eine stabile Gründerpopulation einer Conservation Unit benötigt werden (siehe 4.1.1), sich aus mehreren lokalen Vorkommen zusammensetzen. Werden also beispielsweise nach dem Rechenmodell der Amphibian Ark unter der Annahme, dass die Tiere individuell gemanagt und über 100 Jahre erhalten werden sollen (siehe 4.1.1), 230 Individuen einer Population benötigt, können 46 Tiere aus fünf lokalen Vorkommen (Subpopulationen) gesammelt werden. Diese können auch an unterschiedlichen Standorten gehalten werden, werden aber als eine Population gemanagt (siehe 5.1).

4.14) MATERIELLE AUSSTATTUNG

Bei ausreichend zur Verfügung stehenden Ressourcen lässt sich die Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern erfolgreich durchführen. Dies umfasst die in Tabelle 6 genannten Positionen. Der genaue Bedarf richtet sich nach dem jeweiligen Haltungssystem und wie viele Tiere über welchen Zeitraum ex situ gehalten werden sollen (siehe 5).

Tabelle 6: Überblick über die notwendige Ausstattung nach Positionen aufgelistet für eine erfolgreiche Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern. Konkrete Zahlen richten sich nach den unterschiedlichen Szenarien (siehe 5).

Art	Position	Erläuterung und weitere Details
Einmalige Investition	Standort	Ausreichend Räumlichkeiten zur Unterbringung des jeweiligen Haltungssystems (bspw. Räume mit geeignetem Klima wie Kellerräume oder Räume, in denen das Klima technisch gesteuert werden kann) oder Platz zur Aufstellung eines „Salamander Pods“ oder Freilandanlagen. Zur Überwinterung wird ein kühlerer Raum oder ein Kühlschrank benötigt, in dem alle gesunden Tiere eingestellt werden können. Zur Quarantäne und für die Behandlung anderer Krankheiten empfiehlt sich ein separater Raum, letzteres kann aber auch extern in einer geeigneten veterinärmedizinischen Einrichtung geschehen. Die Wärmebehandlung von <i>Bsal</i> kann an wenigen ausgewählten Standorten (bspw. wie vom Tiergarten Nürnberg angeboten) stattfinden. Es muss im Vorfeld geklärt werden, wo dies geschehen kann, und eine Kontaktkette spezifiziert werden.
	Personal	Tierpfleger für die regelmäßig anfallenden notwendigen Tierpflegearbeiten (und unter Umständen die Futtertierzucht), die das ganze Jahr über anfallen; je nach Größe der Haltung können dies Ehrenamtliche (mit entsprechender Qualifikation und/oder Fortbildung) sein, oder es müssen festangestellte Fachkräfte eingeplant werden. Koordination der Haltung am Standort für die Arbeitszeiten der Tierpfleger, Sicherstellung des notwendigen Materials, Gewährleistung der Dokumentation.
Laufende Betriebskosten	Fortbildungen etc.	Regelmäßige Infoveranstaltungen für alle TeilnehmerInnen, um auf dem aktuellen Stand zu bleiben, iterative Verbesserungen zu diskutieren und evtl. zu implementieren, sich mit anderen Standorten abzusprechen und Erfahrungen auszutauschen.
	Terrarien	Hierfür eignen sich Standard-Glas- oder Plastikterrarien, die gekauft oder selbst gebaut werden können; aber auch Plastikboxen (bspw. Eurobehälter für die systematisierte Haltung) lassen sich leicht in geeignete Terrarien umbauen; Wichtig sind eine einfache Handhabung, Reinigung und geeignete Belüftung sowie die richtige Größe (siehe 4.4).
	Einrichtung	Diese richtet sich nach dem jeweiligen Haltungssystem (siehe 4.4, dort sind verschiedene Alternativen aufgelistet). Benötigt werden immer Bodengrund, Wasserbehälter, Versteck; gegebenenfalls Wetbox und weitere strukturanreichernde Gegenstände.
	Futtertiere	Dies richtet sich nach dem Umfang der Haltung und dem Standort. Für kleinere Haltungen können Futtertiere gekauft werden, für größere empfiehlt sich unter Umständen eine eigene Futtertierzucht (siehe 4.6).
	Werkzeug	Zur Reinigung der Terrarien (Möglichkeiten, Terrarien zu waschen und zu desinfizieren; bspw. Schlauch, Brause, Waschbecken, Ort zum Trocknen), um Wasser zu sprühen (Sprühflasche), Kot und Futtertiere zu entfernen (Löffel, kleine Schaufel, Pinzetten), zur Fütterung (bspw. separate Futterbox, Pinzette); zur grundsätzlichen Hygiene (Nitrilhandschuhe, Desinfektionsmittel) Zur Behandlung von <i>Bsal</i> oder anderen Krankheiten ist weiteres spezifisches Material notwendig (siehe 4.2).
	Tablets ⁽¹⁾	Kosten der Anschaffung und Wartung; Tablets dienen der Dokumentation (siehe 4.10), diese sollten robust sein (spritzwassergeschützt, sturzunempfindlich) und mit Handschuhen bedienbar sein; des Weiteren muss am Standort zuverlässiges Internet und WLAN vorliegen, um ein Hochladen der Daten auf dem zentralen Server zu ermöglichen.
	Veterinärmedizinische Tests	Für diese regelmäßigen Tests (je nach Haltungsszenario) fallen Kosten für das Material zur Probenahme, zur Lagerung der Proben (Kühl- und/oder Gefrierschrank), für den Versand der Proben und deren Analyse an.
	Dokumentation	Für die zentrale Dokumentation fallen anteilig Kosten an. Im Falle, dass die Dokumentation optional komplett digital erfolgt, müssen Kosten für den Betrieb und Wartung des zentralen Servers sowie regelmäßige Backups und Pflege der Datenbank berücksichtigt werden ⁽¹⁾ .

⁽¹⁾ Eine komplett digitale Dokumentation über Tablets oder Smartphones ist technisch relativ leicht umzusetzen und hätte viele Vorteile (siehe 4.10). Eine analoge Dokumentation ist ebenfalls möglich, dann entfällt diese Position. Wir empfehlen diese Option langfristig mitzudenken und bei verfügbaren Ressourcen umzusetzen.

Ein Teil der Ressourcen kann eventuell für mehrere Standorte gemeinsam zur Verfügung gestellt werden, zum Beispiel Quarantäne und vor allem Wärmebehandlung. Dringend angeraten ist ohnehin, dass alle unterschiedlichen Haltungen zentral dokumentiert und koordiniert werden (siehe 4.10). Eine zu enge „Vernetzung“ von Standorten durch gemeinsames Personal oder sonstige Ressourcen erhöht allerdings das Risiko, dass bei einer Katastrophe (bspw. Einschleppung einer Krankheit) nicht nur ein Standort, sondern eventuell mehrere gleichzeitig betroffen werden. Daher empfehlen wir, eine engere Vernetzung zu Gunsten der Effizienz nur bei kleineren Standorten in Betracht zu ziehen. Zusätzlich muss sichergestellt werden, dass nicht alle Individuen einer Population in einem solchen „Netzwerk“ von mehreren Standorten gehalten werden, sondern dass es auch ausreichend strikt getrennte Standorte gibt (siehe 4.12).

Selbstverständlich müssen auch die Arbeitssicherheit an allen Standorten und damit adäquate Erste-Hilfe-Maßnahmen gewährleistet sein. Bei der Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders sind diesbezüglich allerdings keine besonderen Vorkehrungen erforderlich. Eine Augendusche wird empfohlen. Einerseits aufgrund des generellen Umgangs mit Chemikalien (zur Reinigung und in der Veterinärmedizin) und andererseits, weil das Hautsekret des Feuersalamanders giftig ist und bei Kontakt mit Augen oder Schleimhäuten ausgewaschen werden muss. Das Hautgift kann in sehr seltenen Fällen auch über kurze Distanzen gespritzt werden (BRODIE & SMATRESK 1990, MALKMUS & DEHLING 2019).



Abbildung 6: Illustration des unterschiedlichen Platzbedarfs einer systematisierten Innenraumhaltung für adulte Feuersalamander in Eurobehältern (A) und Boxen für Jungtiere (B) gegenüber einer Haltung in Terrarien (C), die hier systematisiert eingerichtet sind, aber bei natürlicher Einrichtung gleich viel Platz benötigen würde.

4.14.1) „SALAMANDER POD“

Die materielle Ausstattung lässt sich in sogenannten „Salamander Pods“ bündeln. Die Idee, große Schiffcontainers in mobile Ex-situ-Stationen umzubauen und vor Ort aufstellen zu können, wurde vor einigen Jahrzehnten vor allem in Süd- und Zentralamerika sowie Australien umgesetzt („Amphibien (Rescue) Pods“). Dabei beinhaltet ein Container die komplette Einrichtung und Ausstattung, um Arten ex situ zu halten und zu züchten. Der große Vorteil dabei ist, dass es klar definierte Räumlichkeiten sind, für die sich exakte Kosten veranschlagen lassen. Die Anschaffungskosten für gedämmte Container mit kompletter Einrichtung werden mit ca. 30.000 US Dollar (ca. 26.500 Euro) veranschlagt (<http://thelearnedlizard.com/amphibian-pods066/>). Konkrete Anbieter gibt es keine. Eine Vielzahl anderer standardisierbarer, leicht transportierbarer oder aufbaubarer Räume (Pods) für die Haltung von Feuersalamandern sind denkbar. Weitere Vorteile solcher Pods sind, dass sie zentral (um)gebaut werden können und dann je nach Bedarf an ihre Standorte transportiert werden. Durch die räumliche Unabhängigkeit von anderen Haltungen wird das Risiko einer potentiellen Kontamination des Pods durch andere Bestände minimiert, und auch die Bestände eines Pods haben ein geringeres Risiko andere Bestände (oder Pods) zu kontaminieren. Im Zoo von Rotterdam wurde bereits ein Container für Feuersalamander in einfacher naturnaher Haltung eingerichtet. Temperatur und Luftfeuchte werden saisonal geregelt. Die Haltung orientiert sich eng an den EAZA-Richtlinien (BOGAERTS et al. 2021). Ein weiterer Vorteil dieser Pods ist, dass sie eine Vielzahl an neuen Standorten ermöglichen (siehe 4.12), vorausgesetzt, dass qualifiziertes Personal zur Verfügung gestellt wird. An prominenten Standorten kann so Öffentlichkeitsarbeit betrieben werden. Diese kann auf die Bedrohungen des Feuersalamanders im Speziellen, aber auch auf den Verlust der Biodiversität im Allgemeinen eingehen. Ebenso erleichtern diese einen partizipativen Ansatz, das heißt die aktive Einbindung von qualifizierten Privatpersonen in die Ex-situ-Haltung, womit wiederum der gesellschaftliche Diskurs zum Erhalt der Biodiversität positiv beeinflusst wird.

4.15) ZEITLICHER AUFWAND

Der erforderliche Zeitaufwand richtet sich bei der Schaffung eines Standorts nach zahlreichen individuellen Gegebenheiten und für den laufenden Betrieb nach der Wahl des Haltungssystems, wie dieses genau ausgestaltet wird und wie viele Tiere dort gehalten werden. Daher werden im Folgenden grobe Schätzungen für den laufenden Betrieb gegeben, die entsprechend skaliert werden können (siehe 5).

Tabelle 7: Übersicht je Haltungssystem (Spalte 1) über den zeitlichen Aufwand (Spalte 4) für einzelne Arbeitsschritte (Spalte 2) und die vorgeschlagenen Intervalle (Spalte 3). Die ungefähren Zeiten beziehen sich auf die einzelnen Arbeitsschritte, diese können/sollten aber kombiniert werden, so kann deutlich Zeit gespart werden. Die systematisierte Innenraumhaltung wird unter 4.4.1 vorgestellt, bei der naturnahen Innenraumhaltung, vorgestellt unter 4.4.2, wird hier noch einmal unterschieden zwischen einer einfachen Haltung (siehe BOGAERTS et al. 2021) und einer komplexen Haltung mit einer hohen Strukturvielfalt und lebenden Pflanzen, bei den Freilandhaltungen wird ebenfalls unterschieden zwischen kleinen Anlagen von unter 1 m² und größeren Anlagen von mehreren Quadratmetern (siehe 4.4.3).

Haltungssysteme	Arbeitsschritte	vorgeschlagene Intervalle	ungefähre Zeit
Systematisierte Innenraumhaltung	Kontrolle - Tiere - klimatischer Bedingungen	- 2 Tage - 2 Tage	1–2 min pro Box
	Kleinere Reinigungsarbeiten - Entfernung Kot - Entfernung Futterreste	- 2 Tage (bei Kontrolle) - 2 Tage (bei Kontrolle)	1–2 min pro Box
	Fütterung - nur Zugabe - von Pinzette	1–2 Wochen	- 2 min pro Box - 1–4 min pro Tier
	Größere Reinigungsarbeiten ⁽¹⁾ - Wechsel Zeitungspapier - Wasserwechsel - Wetboxmoos	- 2 Wochen - 1 Woche - 2 Wochen	- 2–3 min pro Box - 1 min pro Box - 2–3 min pro Box
Naturnahe Innenraumhaltung (einfach)	Kontrolle - Tiere - klimatischer Bedingungen	- 2 Tage - 2 Tage	1–2 min pro Terrarium
	Kleinere Reinigungsarbeiten - Entfernung Kot - Entfernung Futterreste	- 2 Tage (bei Kontrolle) - 2 Tage (bei Kontrolle)	2 min pro Terrarium
	Fütterung - nur Zugabe - von Pinzette	1–2 Wochen	- 2 min pro Terrarium - 1–4 min pro Tier
	Größere Reinigungsarbeiten - Wasserwechsel - Abtragen der Untergrundoberfläche - ODER Wechsel Untergrund	- 1–2 Wochen - 4 Monate - 1 Jahr	- 1 min pro Terrarium - 5–10 min - 120 min

Naturnahe Innenraumhaltung (komplex)	Kontrolle - Tiere - klimatischer Bedingungen	- 1 Woche - täglich	- 2-5 min - 1-2 min
	Kleinere Reinigungsarbeiten - Entfernung Kot - Entfernung Futterreste	1 Woche	2-5 min
	Fütterung - nur Zugabe - von Pinzette - in separater Futterbox	1-2 Wochen	- 2 min pro Terrarium - 1-4 min pro Tier - 5 min
	Größere Reinigungsarbeiten - Wasserwechsel - Entfernung abgestorbener Pflanzenteile - Wechsel Untergrund	- 1-2 Wochen - 1 Monat - >1 Jahr	- 1 min pro Terrarium - 5 min - 10-60 min
Freilandhaltung (klein / überschaubar / < 1qm)	Kontrolle - Tiere - Anlage	- bei passendem Wetter - 2 Tage	2-5 min
	Kleinere Reinigungsarbeiten - Entfernung Kot - Entfernung Futterreste - Entfernung abgestorbener Pflanzenteile	1-2 Wochen	2-5 min
	Fütterung - nur Zugabe - von Pinzette - in separater Futterbox	1-2 Wochen	- 2 min pro Terrarium - 2-5 min pro Tier - 10 min
	Größere Reinigungsarbeiten - Wasserwechsel - „Aufräumen“ - Reinigen der Drainage - gärtnerische Arbeiten	- 1-2 Wochen - 1 Monat - 1 Jahr - 1 Monat	- 2 min - 5-10 min - 30 min - 20 min
Freilandhaltung (groß / unüberschaubar / > 1qm)	Kontrolle - Tiere - Anlage	- bei passendem Wetter - täglich	- 5-10 min - je nach Anlage
	Kleinere Reinigungsarbeiten jeglicher Art in und außerhalb der Anlage	1-2 Wochen	je nach Anlage (> 20 min)
	Fütterung (je nach Einrichtung & Standort) - nur Zugabe	2-3 Wochen bis 1x im Monat	10 min
	Größere Reinigungsarbeiten - Reinigen der Drainage - gärtnerische Arbeiten	- 1 Jahr - 1 Monat	- 1-2 h - je nach Anlage
Inventur	Finden und Handling der Tiere Fotografieren (auf Millimeterpapier) & Wiegen	1/2 Jahr	2 min/Tier
Futtertiermanagement	- Kontrolle - Fütterung - kleinere Reinigungsarbeiten - größere Reinigungsarbeiten - Dokumentation	Je nach Art	Je nach Art
Veterinärmedizinische Tests	- Entnahme und Handling der Tiere - Probennahme - Beschriftung der Proben - Versand der Proben	1 Jahr (bei Inventur) und bei Verdachtsfällen	- 2 min Innenraum systematisiert und naturnah einfach - 5 min Freiland klein - >10 min Freiland groß (je nach Anlage)
Dokumentation ⁽²⁾	Notieren was gemacht wurde, Ergebnisse der Kontrollen etc.	bei jedem Arbeitsschritt	- mit Tablet pro Schritt nur ein paar Sekunden - auf Papier aufwändiger und muss später extra digitalisiert werden

⁽¹⁾ Je nach Verschmutzungsgrad können kürzere Intervalle notwendig sein; ⁽²⁾ Die Dokumentation ist optional und vor allem für den Standorttyp „Forschung“ empfohlen.

Am Beginn und Ende der Überwinterung besteht erhöhter Arbeitsbedarf, um diese vorzubereiten. Während der Überwinterung und Ästivation verringert sich der Arbeitsaufwand etwas (siehe 4.4.5), aber da nicht alle Tiere diese Pausen durchlaufen, besteht trotzdem Zeitaufwand für diese; ebenso für regelmäßige Kontrollen (alle 2 Wochen). In der systematisierten Innenraumhaltung ist bei einem etablierten Ablauf, wenn alle notwendigen Materialien bereit liegen, mit 3-5 Minuten pro Box zu rechnen (SEIDEL pers. Komm.).

5) HALTUNGSSZENARIEN

Die genetische Diversität der Tiere in Ex-situ-Haltung wird sich im Laufe der Zeit gegenüber der freilebenden Population verringern. Der Hauptgrund sind natürlich auftretende Mutationen, zufällige Schwankungen der Häufigkeit von Allelen („genetic drift“), die geringere Anzahl an Tieren als in der Natur (genetischer Flaschenhals) und der fehlende genetische Austausch mit anderen Populationen. Eine gute Ex-situ-Haltung hält diese Effekte so gering wie möglich. Daher repräsentieren Gründertiere die genetische Diversität ihrer Ursprungspopulation am besten, sollten so lang als möglich erhalten werden und zur Zucht beitragen. Aus diesen genetischen Gründen sollten daher auch nachfolgende Generationen so lange als möglich in der Ex-situ-Population und in der Zucht verbleiben, um damit die Zeit zwischen zwei Generationen jeweils so lange als möglich zu halten. Inwieweit andere Anpassungen einzelner Populationen an ihr jeweiliges Habitat (beispielsweise siehe 6.2) bestehen, ist unklar. Es ist aber davon auszugehen, dass in Ex-situ-Haltung andere Selektionsdrücke herrschen als in der Natur. Vermutlich ist die Wahrscheinlichkeit einer künstlichen Selektion in einer systematisierten Innenraumhaltung am größten, in einer großzügigen Freilandhaltung am geringsten. Allerdings ist das Risiko, durch Krankheitserreger Tiere zu verlieren, in Freilandanlagen deutlich höher als in systematisierter Innenraumhaltung (siehe Abbildung 7), da in Freilandanlagen die Hygiene sehr schwer beeinflusst werden kann.

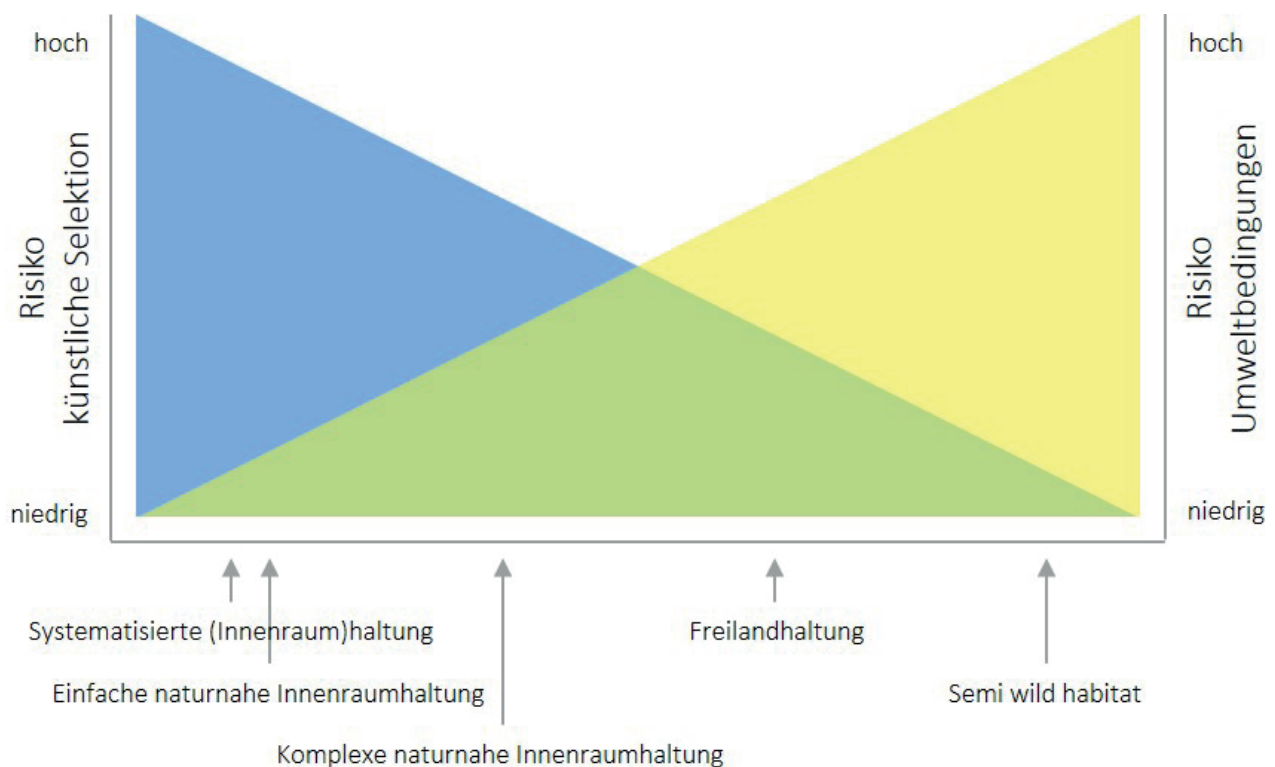


Abbildung 7: Konzeptionelle, schematisierte Darstellung des vermuteten Risikos durch künstliche Selektion und durch Umweltbedingungen in den verschiedenen vorgestellten Haltungssystemen. Das allgemeine Risiko ist vermutlich vergleichbar in allen Haltungssystemen. In Innenraumhaltungen können vorwiegend technische Ausfälle zu Problemen führen, in Freilandanlagen können vor allem Verluste durch Eindringlinge, eingeschleppte Krankheitserreger oder andere Umweltbedingungen Herausforderungen darstellen.

Die Wahl des jeweiligen Haltungssystems über langfristige Zeiträume hängt daher vor allem von der Abwägung unterschiedlicher Risikoquellen ab. Außerdem sind die langfristigen Auswirkungen auf die „Fitness“ der Feuersalamander und in welchem Ausmaß das jeweilige Haltungssystem künstliche Selektion verursacht unbekannt.

Bei der Entwicklung von Haltungsszenarien gibt es eine Reihe von Optionen, die nicht alle endgültig im Rahmen der Machbarkeitsstudie geklärt werden können. Diese Entscheidungen hängen einerseits von den zur Verfügung stehenden Ressourcen ab sowie damit verknüpft von politischen Entscheidungen. Grundsätzliche Überlegungen zu den Szenarien sind im Folgenden aufgelistet. Hat man Ressourcen für genügend Standorte zur Verfügung, empfiehlt es sich, unterschiedliche Szenarien zu testen, um daraus langfristig die Ex-situ-Haltung iterativ zu optimieren (siehe 5.6).

5.1) ALLGEMEINE ANNAHMEN

Wir empfehlen eine Risikostreuung auf unterschiedlichen Ebenen. Somit lassen sich zahlreiche Szenarien (Kombinationsmöglichkeiten) entwickeln, wie Feuersalamander ex situ gehalten werden können. Im Folgenden sind beispielhaft Möglichkeiten aufgeführt sowie weitere Punkte, die bei der Erstellung von Szenarien von zentraler Bedeutung sind.

Generationen: Entweder werden die jeweiligen Generationen getrennt gehalten, dies nennt man „nicht überlappende Generationen“. Das heißt, wenn durch Todesfälle nicht mehr genug Tiere für eine Zucht in einer Gruppe vorhanden sind, wird diese aufgelöst, und es werden neue Gruppen aus Individuen der gleichen Generation zusammengestellt. Die Alternative ist, dass das gleiche Geschlecht durch ein Tier aus einer der nachfolgenden Generationen ersetzt wird, so dass man „überlappende Generationen“ erhält (siehe auch LEES et al. 2013). Getrennte Generationen lassen sich am besten in kontrollierten Haltungen (Innenraumhaltung, kleine Freilandanlagen) umsetzen. In größeren Freilandanlagen kann dies nur durch eine regelmäßige Kontrolle aller Larvengewässer und das Absammeln der Larven erreicht werden.

Kapazitäten zur Larvenaufzucht: Um die erforderlichen Haltungskapazitäten gering zu halten, werden nicht jedes Jahr alle Larven aller Gruppen aufgezogen. Um die Larvenaufzucht jedoch nicht „hoch und runter“ fahren zu müssen und eine Routine zu entwickeln, ist es sinnvoll, jedes Jahr einen Teil der Larven ausgewählter Zuchtgruppen aufzuziehen. Beispielsweise werden Larven der Hälfte der Gruppen großgezogen. Ein Schema könnte dann sein, dass in geraden Jahren Larven der Gruppen 1, 3, 5, etc. aufgezogen werden, in ungeraden Jahren die der Gruppen 2, 4, 6, etc.

Anzahl an aufzuziehenden Larven: Bei jeder Zucht von Feuersalamandern werden in der Regel mehr Larven geboren, als für die Ex-situ-Haltung benötigt werden, auch wenn, wie oben aufgeführt, nicht von jeder Gruppe jedes Jahr Larven aufgezogen werden. Da weder in der Natur noch in der optimalen Ex-situ-Haltung alle Larven zu adulten Tieren heranwachsen, es sich aber nicht vorhersagen lässt, wie viele Tiere zu welchem Zeitpunkt noch überleben, stellt sich die Frage, wie mit Tieren (sowohl Larven als auch metamorphosierte Individuen) umgegangen wird, die nicht für die Ex-situ-Population benötigt werden. Im Folgenden sind einige Möglichkeiten aufgelistet.

A Die Tiere können am Ort der Population der Gründertiere wieder freigelassen werden. Dies wird beispielsweise in der Ex-situ-Haltung des australischen Corroboree-Frosches praktiziert, obwohl *Bd* dort nach wie vor eine Herausforderung für die In-situ-Population darstellt. Die Hoffnung ist, dass eine kontinuierliche Exposition des Chytridpilzes im Laufe der Zeit zu Resistenzen führt (LEES et al. 2013). Dies könnte auch für den Feuersalamander praktiziert werden mit der gleichen Annahme, dass sich mit der Zeit Resistenzen gegen *Bsal* bilden. Damit verbunden ist die Frage, ob die „carrying capacity“ der In-situ-Feuersalamanderpopulation, in die die Tiere wieder ausgesetzt werden, erreicht ist. Feuersalamander sind nicht gleichmäßig in der Landschaft verteilt. Die Dichteschätzungen reichen von 29–50 bis zu 1116–1458 Tieren pro Hektar (THIESMEIER 2004). Wenn man davon ausgeht, dass die Larvalphase r-selektiert wird (also eine hohe Reproduktionsrate, aber auch hohe natürliche Sterblichkeit aufweist), damit dichteunabhängig ist und die Juvenil- und Adultphasen K-selektiert (also die Anzahl der Individuen an der Kapazitätsgrenze ist) sind und sich damit dichteabhängig verhalten (THIESMEIER 2004), sollten Larven ohne Einfluss auf die In-situ-Population ausgesetzt werden können. Bei adulten Tieren sollte dies davon abhängig gemacht werden, ob die „carrying capacity“ erreicht ist oder nicht, um keinen künstlichen Selektionsdruck durch ausgesetzte Tiere zu kreieren. Diese hängt vom jeweiligen Habitat und den zur Verfügung stehenden Ressourcen ab. Die große Variation an natürlichen Dichten des Feuersalamanders deutet darauf hin, dass diese für jeden Populationsstandort einzeln bewertet werden muss. Auch ist bisher unklar, welche Ressourcen für Feuersalamander in der Natur limitierend sind. Aufgrund der sehr lückenhaften Verbreitung der Feuersalamander, einer stark fragmentierten und anthropogen beeinflussten Landschaft (zum Beispiel Ausfälle durch Straßenverkehr) in Bayern sowie vermutlich einer hohen Migrationsrate (SCHMIDT et al. 2007) gehen wir davon aus, dass sehr wenige freilebende Populationen ihre „carrying capacity“ erreicht haben und vermutlich auch das Aussetzen adulter Tiere keine negativen Effekte hat (siehe auch 6.9).

B Beim Wiederaussetzen von Tieren aus der Ex-situ-Haltung kann eine weitere Strategie sein, gezielt Populationen mit geringen natürlichen Dichten auszuwählen und diese damit zu unterstützen. Dies sollte von einem Monitoring aller Altersklassen (siehe SCHMIDT et al. 2004) begleitet werden, um die Auswirkungen zu untersuchen.

- C Larven und adulte Tiere können auch in Gebiete ausgewildert werden, in denen Feuersalamander erst kürzlich ausgestorben sind, vorausgesetzt, offensichtliche Ursachen hierfür sind beseitigt worden.
- D Grundsätzlich wichtig bei der Aussetzung von Larven und adulten Tieren ist es, dass keine Krankheiten von der Ex-situ- in die In-situ-Population übertragen werden!
- E Soll dieses Risiko komplett ausgeschlossen werden, ist die Alternative, die „nicht benötigten“ Tiere zu töten und/oder zu verfüttern (siehe 4.9). Die Larven des Feuersalamanders sind kannibalisch, auch in der Natur, und könnten damit bei der Larvenaufzucht verwendet werden. Adulte Feuersalamander haben fast keine Fressfeinde, so dass sie vermutlich als Futtermittel nur bei sehr wenigen Arten verwendet werden können.

Zuchtgruppen: Alle Individuen einer Population werden in Zuchtgruppen eingeteilt. Die Einteilung erfolgt aufgrund des Verwandtschaftsverhältnisses. Innerhalb einer Gruppe dürfen die Individuen des gleichen Geschlechts verwandt sein. Männchen und Weibchen sollten möglichst nicht eng miteinander verwandt sein. Im Idealfall erfolgt die Einteilung für Gründertiere auf der Datengrundlage einer genetischen Verwandtschaftsanalyse. Sollte dies nicht möglich sein, kann die sehr grobe Annahme gemacht werden, dass gleichaltrige Tiere verwandt sind und Tiere unterschiedlichen Alters nicht (nach LEES et al. 2013). Dem entgegen stehen die Ergebnisse, dass bei Mehrfachvaterschaften mit nah verwandten Elterntieren der Fortpflanzungserfolg (Anzahl abgesetzter Larven) am höchsten ist (CASPER et al. 2014b). Es ist aber noch ungeklärt, ob es einen Zusammenhang gibt zwischen Fitness und der Anzahl abgesetzter Larven und wie sich die genetische Diversität in diesem Fortpflanzungsszenario über mehrere Generationen entwickelt (siehe 6.7). Bei nachfolgenden Generationen sollten die Verwandtschaftsverhältnisse bekannt sein. Zuchtgruppen sollten im Idealfall so klein sein, wie es die Biologie der Art erlaubt (AARK FOUNDER CALCULATION TOOL 2021), also 1,1 für den Feuersalamander.

Laufzeit: Bisher gibt es keine Möglichkeit, die Ausbreitung von *Bsal* in der Natur aufzuhalten oder gar *Bsal* in Europa wieder auszulöschen. In Spanien wurde dies an einem einzigen Gewässer mit drastischen Maßnahmen und einem extrem hohen Aufwand versucht (MARTEL et al. 2020). Dazu wurde das komplette Gewässer trockengelegt, das Gebiet zu allen Seiten umzäunt, so dass keine Tiere, auch keine Vögel, hineingelangen. Alle Amphibien wurden getötet, und mit Hilfe eines sehr kleinen Restgewässers werden bisher nicht gefangene Tiere angelockt. Ob dies zum Erfolg führt, ist auch nach über drei Jahren noch nicht bekannt (PASMANS pers. Komm.).

Resistente Feuersalamander wurden bisher noch in keinem Gebiet entdeckt, wobei sich in Deutschland ein komplexes Bild abzuzeichnen scheint. Das *Bsal*-Monitoring über mehrere Jahre zeigt immer wieder Populationen, in denen *Bsal* nach gewisser Zeit nicht mehr gefunden wird und in denen auch wieder gesunde Feuersalamander vorkommen (LÖTTERS et al. 2020b). Die Gründe hierfür sind jedoch unklar. Ob beispielsweise Mikrobiota auf der Haut *Bsal* eindämmen oder verhindern können und wie dies beeinflusst werden kann, ist nach wie vor unbekannt (siehe 6.2). Es kann daher sein, dass Feuersalamander für einen sehr langfristigen Zeitraum (> 100 Jahre) ex situ gehalten werden müssen.

Populationsmanagement: Um Feuersalamander über lange Zeiträume ex situ erfolgreich zu managen, kann es notwendig sein, in regelmäßigen Zeiträumen das Risiko des Verlustes von nachfolgenden Generationen wieder zu verringern, also diese aufzuziehen und ins koordinierte Ex-situ-Programm zu übernehmen (siehe 4.8). Dies kann beispielsweise heißen, dass regelmäßig eine „Rückverlagerung“ erfolgt, das heißt, dass F1- oder F2-Tiere wieder wie Gründertiere behandelt werden, nach weiteren 10 bis 20 Jahren dann die F3- oder F4-Generationen usw. Obwohl Feuersalamander in menschlicher Obhut bis zu 50 Jahre alt werden können, in freilebenden Populationen über 20 Jahre, erreicht die weibliche Reproduktivität ex situ bei einer jährlichen Fortpflanzung vermutlich einen Höhepunkt im Alter von 6–8 Jahren (SEIDEL pers. Komm.). Daher erscheint die von BOGAERTS et al. (2021) vorgeschlagene Generationszeit von 10 Jahren für Modellrechnungen sinnvoll, jedoch an der oberen Grenze. In der Praxis sollte, wie beschrieben, die individuelle Generationszeit so lange wie möglich sein; Individuen sich also so lange fortpflanzen, wie dies möglich ist.

Wenn die Population nicht individuell, sondern in der Gruppe gemanagt wird, gibt es unterschiedliche Möglichkeiten, Individuen pro Generation reihum zu tauschen. Dies kann entweder eine kleine Anzahl von Individuen sein, nur alle Jungtiere einer Generation (bevor diese geschlechtsreif werden), oder ein Geschlecht umfassen (siehe AARK FOUNDER CALCULATION TOOL, LEES et al. 2013). Für das Management ist es essentiell, Tiere unterschiedlicher genetischer Linien (oder Conservation Units) sich nicht untereinander verpaaren zu lassen.

5.2) GENETISCHES MONITORING

Für zahlreiche Arten in Ex-situ-Haltung liegen keine Daten vor, wie sich die genetische Diversität der Ex-situ-Population über die Zeit entwickelt. Daher kann die Frage nicht beantwortet werden, ob sich grundsätzlich nur Gründertiere (oder F1-, ... , Fx-Generationen) untereinander verpaaren dürfen, ob es feste Zuchtgruppen gibt und nur verstorbene Tiere ersetzt werden (durch Tiere der gleichen oder anderer Generationen) oder ob regelmäßig neue Zuchtgruppen zusammengestellt werden sollten. Beobachtungen deuten darauf hin, dass Feuersalamander wählerisch in der Partnerwahl sind und neue Zusammenstellungen von Zuchtgruppen problematisch sein könnten (SEIDEL pers. Komm.; CASPERS pers. Beobachtung in BOGAERTS et al. 2021). In beiden Innenraumhaltungen (4.4.1 und 4.4.2) ist sowohl ein überlappendes Management der Generationen als auch ein nicht überlappendes möglich. In größeren Freilandhaltungen (4.4.3) ist oftmals nur ein überlappendes Management umsetzbar. In Ex-situ-Programmen anderer Amphibienarten wurde die genetische Diversität der Ex-situ- mit der der In-situ-Population verglichen (beispielsweise VALBUENA-URENA et al. 2017, BURGER et al. 2021). Dabei wurde festgestellt, dass diese in ex situ zu gering ist, um die genetischen Ziele zu erreichen, so dass die Ex-situ-Population anschließend durch neue Individuen ergänzt wurde. Es wird daher dringend empfohlen, in regelmäßigen Abständen Daten zur genetischen Diversität der Ex-situ-Population auch beim Feuersalamander zu erheben und diese bei Bedarf (Rückgang der genetischen Diversität) durch neue Paarungskonstellationen oder den Austausch einzelner Individuen zwischen (Sub)Populationen wieder zu erhöhen. Diese sogenannte „genetische Rettung“ (genetic rescuing) scheint zum Beispiel bei Bergbilchbeutlern (*Burramys parvus*) in Australien (WEEKS et al. 2017) und Kreuzottern (*Vipera berus*) in Schweden (MADSEN et al. 2020) erfolgreich zu sein (siehe auch Zusammenfassungen in TALLMON et al. 2004, WHITELEY et al. 2015). Ob beim Feuersalamander solche Maßnahmen notwendig sein werden und ebenso lösbar sind, wird die Zukunft zeigen.

5.3) ABSICHERUNGEN

Wie zahlreiche Beispiele bei anderen Arten zeigen, ist es nicht zu verantworten, alles auf eine Karte (Standort) zu setzen. Vielmehr sollte das Risiko durch mehrere Standorte reduziert werden (siehe 4.12). Dies gilt auch für die Haltungsszenarien. So sollten alle drei Haltungssysteme (systematisierte Innenraumhaltung, naturnahe Innenraumhaltung und Freilandhaltung) zum Einsatz kommen. Ein Austausch zwischen den Standorten findet nach veterinärmedizinischen Untersuchungen statt und beginnt mit einer Quarantäne am neuen Standort. An allen Standorten sollte Zucht erlaubt sein. Eine weitere Absicherung besteht darin, regelmäßig Nachzuchten von in menschlicher Obhut aufgewachsenen Individuen zu erlauben (um sicherzustellen, dass dies möglich ist, sollten die Gründertiere oder Elterngeneration dazu irgendwann nicht mehr in der Lage sein), auch wenn diese nicht alle bis zur Geschlechtsreife großgezogen werden.

5.4) CITIZEN CONSERVATION

Im Rahmen von Citizen Conservation (<https://citizen-conservation.org/>) könnte das Populationsmanagement durchgeführt und das bayerische Ex-situ-Programm zentral koordiniert werden. Dies bietet sich vor allem an, da Citizen Conservation bereits ein Erhaltungszuchtprogramm zum Feuersalamander begonnen hat und dabei Tiere von unterschiedlichen Populationen an verschiedenen Standorten managt. Weitere Standorte sind in Planung. Vor allem durch die Einbeziehung engagierter und erfahrener PrivathalterInnen können in Zukunft die Kapazitäten für Ex-situ-Programme deutlich ausgeweitet werden. Dies kann einerseits direkt geschehen, indem PrivathalterInnen Tiere aus dem Programm bei sich zu Hause nach den Vorgaben der Handlungsrichtlinien pflegen (die Tiere werden dort von Citizen Conservation eingestellt). Dadurch würde der Bedarf an Platz und Ressourcen an den einzelnen Standorten der diskutierten Szenarien (5.5.1 bis 5.5.3) reduziert. Denkbar ist auch, dass erfahrene PrivathalterInnen beim Aufbau einzelner Standorte unterstützend tätig sind, vor allem wenn es an diesen bisher wenig Erfahrungen mit der Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern gibt, und auch bei der Betreuung der Tiere an diesen Standorten aktiv mitwirken. Parallel dazu sind bei Citizen Conservation Programme zur Sensibilisierung der Bevölkerung in Arbeit. Ziel ist es nicht nur auf den Verlust der Artenvielfalt hinzuweisen, sondern auch konkrete Lösungsmöglichkeiten aufzuzeigen, wie jeder dazu beitragen kann, dies zu verhindern. Auch hier kann das Ex-situ-Erhaltungsprogramm gezielt eingesetzt werden.

Seit Herbst 2021 befindet sich die im Rahmen von Citizen Conservation konzipierte Wildtierdatenbank „Wild at Home“ in der Umsetzungsphase. Im Rahmen des IGP-Förderprogramms des Bundesministeriums für Wirtschaft und Energie („Innovationsprogramm für Geschäftsmodelle und Pionierlösungen“) soll Wild at Home bis spätestens Mitte 2023 der Öffentlichkeit zur Verfügung gestellt werden. Dies ist ein zentrales Werkzeug, um den Bestand von Wildtierbeständen sinnvoll und effizient zu managen. Dabei werden alle Tiere sowie die wichtigsten Daten erfasst, und regelmäßige automatisierte Berichte erlauben einen einfachen Überblick. „Wild at Home“ ist gleichzeitig auch ein Werkzeug, welches die Vernetzung und damit Kommunikation der unterschiedlichen HalterInnen erleichtert. Es wäre also technisch einfach, „Wild at Home“ so zu erweitern, dass das Ex-situ-Programm des Feuersalamanders damit gemanagt werden kann und man es gleichzeitig als Plattform der Wissensdokumentation und der gegenseitigen Unterstützung für alle PartnerInnen nutzt. Ziel von Citizen Conservation ist es, den Erhalt des Feuersalamanders bundesweit zu koordinieren, damit effizient zu gestalten und so den Fortbestand der Art langfristig zu sichern.

5.5) SZENARIEN

Anhand der vorgestellten Möglichkeiten der Ex-situ-Haltung und des Populationsmanagements lassen sich zahlreiche Szenarien entwerfen. Im Folgenden werden drei vorgestellt, die sich hauptsächlich in der Anzahl der Conservation Units, der Subpopulationen je Conservation Unit und der Standorte unterscheiden. Ziel ist es, 90 % der genetischen Diversität über 100 Jahre zu erhalten. Je mehr Standorte, Subpopulationen und Conservation Units ausgewählt werden, desto höher ist die Wahrscheinlichkeit, das anvisierte Ziel zu erreichen. Umgekehrt bedeutet dies, dass Szenario 1 ein geringes Risiko hat, das Ziel zu verfehlen, Szenario 3 dagegen das größte Risiko. Eine Conservation Unit kann für die folgenden Szenarien mit einer Population gleichgesetzt werden, da nur vorläufige Daten zur Genetik vorhanden sind (PREISLER 2020), anhand derer sich Conservation Units abgrenzen lassen. Der geographische Abstand zwischen den Subpopulationen sollte so groß wie möglich gewählt werden, und es sollten Subpopulationen mit einer großen Anzahl an Feuersalamandern (hohen Dichten, also große Anzahl an Individuen pro Fläche) ausgewählt werden, um einerseits den Effekt auf die Subpopulation durch die Entnahme der Individuen gering zu halten und andererseits nicht zufällig Tiere aus fragmentierten Subpopulationen auszuwählen, die dadurch eventuell bereits eine geringere genetische Diversität besitzen.

Wir empfehlen grundsätzlich, mit adulten Feuersalamandern das Ex-situ-Programm zu beginnen. Es gibt aber auch die Möglichkeit, entweder Larven als F0-Generation zu sammeln oder Weibchen in der Haltung Larven absetzen zu lassen und diese anschließend wieder am Ursprungsort auszusetzen (siehe 4.1.4 und 5.6). So lange *Bsal* ein Gebiet noch nicht erreicht hat, kann dies eine sinnvolle Strategie sein, da man im Falle von Verlusten bei der Aufzucht der Larven wieder erneut Tiere aus dem Freiland entnehmen kann. Bei einem plötzlichen *Bsal*-Ausbruch oder anderen dramatischen Ereignissen in der Population ist dies aber unter Umständen nicht mehr möglich. Weitere Ziele in allen Szenarien sind: ein geringes Risiko, Tiere durch Krankheiten zu verlieren, künstliche Selektion zu minimieren und gegebenenfalls gegensteuern zu können. Jedes Gründertier trägt zur Zucht bei, und es wird die optimale Anzahl an Gründertieren (160 Individuen pro Conservation Unit; siehe Tabelle 1) erreicht.

Für alle Szenarien wurden keine speziellen Räumlichkeiten zur Wärmebehandlung von *Bsal*-infizierten Tieren berücksichtigt, da der Tiergarten Nürnberg bereits eine entsprechende Anlage (unter Finanzierungsvorbehalt) einrichtet, die bis zu 100 Individuen gleichzeitig behandeln kann. Dies kann damit als zentraler Behandlungsstandort für ganz Bayern Verwendung finden. Der Transport von infizierten Tieren kann nicht über eine spezielle Spedition erfolgen und muss daher individuell je nach Standort organisiert werden.

5.5.1) SZENARIO 1 (GERINGES RISIKO)

Dieses Szenario weist eine hohe Wahrscheinlichkeit auf, dass das Ziel (Erhalt von 90 % genetischer Diversität über 100 Jahre) erreicht werden kann. Dies wird über eine größere Anzahl an Conservation Units, mehr Gründertiere (Absicherung) und ein ausgeglichenes Verhältnis der Haltungssysteme erreicht. Die Anzahl der Populationen wird anhand der biogeographischen Räume in Bayern ausgewählt. Ein Ansatz hierzu wäre, mindestens acht Conservation Units/Populationen auszuwählen (siehe Abbildung 2):

- Zwei Subpopulationen der Unterart *S. s. terrestris*, eine aus dem Südwesten (westlich von München) und eine aus der Region um Kirchzell und Miltenberg und damit südlich des Mains und südlich der vermuteten Hybridzone beider Unterarten.
- Zwei Subpopulationen der Unterart *S. s. salamandra* aus dem Südosten (beispielsweise 1 x Voralpines Moor- und Hügelland und 1 x Unterbayerisches Hügelland Isar-Inn-Schotterplatten; für die zweitgenannte Region könnten die Tiere aus Altötting, die sich bereits in menschlicher Obhut befinden als eine Subpopulation mit einbezogen werden).
- Vier Subpopulationen aus der großen vermuteten Hybridzone. Hier könnten die Tiere aus dem Steigerwald, die sich bereits im Tiergarten Nürnberg befinden als eine Subpopulation mit einbezogen werden.

Damit entstehen mindestens acht Standorte und es werden mindestens 1280 Gründertiere für Bayern benötigt. Geht man davon aus, dass es bei 30 % der Tiere zu keiner Fortpflanzung kommt, sollten zur Absicherung 1664 Individuen die F0-Generation darstellen. Aus Gründen der Effizienz gehen 50 % (832) der Tiere in systematisierte Haltung, 25 % (416) in naturnahe und 25 % (416) in Freilandhaltung.

In der Summe ergeben Material- und Verbrauchskosten nach den gemachten Annahmen (siehe Anlage 10.4) einen Betrag von 59.538.000 Euro für den anvisierten Zeitraum von 100 Jahren. Diese teilen sich wie folgt auf:

- Systematisierte Innenraumhaltung ca. 6.932.000 Euro
- Naturnahe Innenraumhaltung ca. 4.021.600 Euro
- Freilandanlagen ca. 3.296.000 Euro
- Allgemeine Kosten 45.288.000 Euro

Dies verteilt sich auf mindestens acht individuelle Standorte. Jedem Standort werden 1,25 Personalstellen zur Pflege der Tiere zugeteilt. Zwei Standorte des Typs „Forschung“ arbeiten mit Tablets und der notwendigen IT-Unterstützung. Die Koordination des Populationsmanagements kann über Citizen Conservation erfolgen und ist bereits in den Kosten berücksichtigt.

5.5.2) SZENARIO 2 (MITTLERES RISIKO)

In diesem Szenario wird ein höheres Risiko akzeptiert, dass „90%-Ziel“ der Erhaltung der genetischen Diversität über 100 Jahre nicht zu erreichen. Das Risiko erhöht sich durch eine geringere Anzahl an Conservation Units, weniger Gründertiere (Absicherung) und mehr Tiere in einem Haltungssystem. Es werden insgesamt fünf Conservation Units/Populationen ausgewählt:

- Nur eine Subpopulation der Unterart *S. s. terrestris* aus Bayern.
- Wie in Szenario 1 zwei Subpopulationen der Unterart *S. s. salamandra* aus dem Südosten Bayerns. Bayern ist das einzige Bundesland, in dem Populationen dieser Unterart beheimatet sind. Daher kommt dem Freistaat hier eine besondere Verantwortung zu.
- Nur zwei Subpopulationen aus der Hybridzone.

Somit werden in diesem Szenario mindestens fünf Standorte und insgesamt in Bayern 800 Gründertiere veranschlagt. Berücksichtigt man, dass etwa 20 % der Gründertiere sich nicht erfolgreich ex situ fortpflanzen, also dass nicht alle Gründertiere im Programm erfolgreich sind, sollte die F0-Generation zur Sicherheit 960 Tiere umfassen. Diese werden zu 60 % (576) in systematisierter Haltung, zu 20 % (192) naturnah und zu 20 % (192) in Freilandanlagen gehalten.

Rechnet man Material-, Verbrauchs- und Personalkosten unter den oben genannten Annahmen hoch (siehe Anlage 10.4), fallen in diesem Szenario über eine Laufzeit von 100 Jahren schätzungsweise Kosten von insgesamt 31.239.750 Euro an. Diese verteilen sich wie folgt:

- Systematisierte Innenraumhaltung ca. 4.332.750 Euro
- Naturnahe Innenraumhaltung ca. 2.299.000 Euro
- Freilandanlagen ca. 1.435.000 Euro
- Allgemeine Kosten 23.173.000 Euro

Dies beinhaltet fünf räumlich getrennte Standorte. An jedem Standort wird eine Person zur Pflege der Tiere Vollzeit angestellt. Ein Standort wird als „Typ Forschung“ mit Tablets und entsprechender IT-Unterstützung ausgestattet. Ebenfalls darin enthalten sind die Koordination des Populationsmanagements für alle Standorte, wie dies beispielsweise über Citizen Conservation durchgeführt werden kann.

5.5.3) SZENARIO 3 (HOHES RISIKO)

In diesem Szenario wird das höchste Risiko eingegangen, das „90%-Ziel“ nicht zu erreichen, in dem nur eine Subpopulation je Conservation Unit ausgewählt wird. Das Risiko ist hier am höchsten; durch eine sehr kleine Anzahl an Subpopulationen, noch weniger Gründertiere (Absicherung) und noch mehr Tiere in einem Haltungssystem.

- Eine der Unterart *S. s. terrestris*.
- Eine der Unterart *S. s. salamandra*
- Eine aus der Hybridzone.

In diesen mindestens drei Standorten werden jeweils nur 100 Tiere gehalten. Damit kann nach den Modellrechnungen der Amphibian Ark das „90%-Ziel“ für jede Linie (Conservation Unit) grob geschätzt etwa 60 Jahre lang aufrechterhalten werden. Nach ca. 60 Jahren ist es vermutlich notwendig, neue Tiere aus den jeweiligen Conservation Units in die Ex-situ-Haltung zu überführen, wenn es diese dann noch gibt. Weniger als 100 Tiere werden aus demographischen Gründen als nicht ausreichend angesehen (AMPHIBIAN ARK FOUNDER CALCULATION TOOL 2021). Nimmt man auch eine optimistische „Ausfallquote“ bei den Gründertieren von 10 % an, so werden hierfür 330 Gründertiere benötigt, die zu 80 % (264) in systematisierter Haltung und zu jeweils 10 % (jeweils 33 Tiere) in naturnaher und Freilandhaltung untergebracht werden.

Die geschätzten Gesamtkosten belaufen sich auf 13.809.550 Euro (siehe Anlage 10.4) über 100 Jahre und verteilen sich auf:

- Systematisierte Innenraumhaltung ca. 2.034.750 Euro
- Naturnahe Innenraumhaltung ca. 385.800 Euro
- Freilandanlagen ca. 292.500 Euro
- Allgemeine Kosten 11.096.500 Euro

Dies resultiert in mindestens drei unterschiedliche Standorte, wovon einer Typ „Forschung“ ist. Insgesamt werden an jedem Standort 0,75 Personalstellen angesiedelt, Koordination des Populationsmanagements ist ebenfalls wieder enthalten.

5.5.4) VERGLEICH DER SZENARIEN

Die bisherigen Kostenschätzungen über 100 Jahre gehen pro Conservation Unit von grob 680T bis 870T Euro für systematisierte Innenraumhaltung aus. Bei der naturnahen Innenraumhaltung und den Freilandanlagen schwanken die Gesamtsummen deutlich, da hier je nach Szenario unterschiedliche Anzahlen an Terrarien mit Zubehör benötigt werden. Bei etwa 35 Terrarien pro Conservation Unit kann mit Kosten von etwa 500T Euro gerechnet werden, 10 Freilandanlagen werden mit etwa 150T Euro veranschlagt. Da der Bedarf hauptsächlich pro Jahr oder für langlebige Materialien auf 10 Jahre oder 5 Jahre gerechnet wurde, lassen sich die Kosten durch 10 teilen, um diesen Zeitrahmen zu berücksichtigen (für weitere Details siehe Anhang 10.4).

Die Ausstattung für den Standort „Forschung“ ist relativ gering, und weitere notwendige Ausstattung muss über Drittmittel von den jeweiligen Konsortien eingeworben werden. Die Personalkosten sind die größten Positionen und müssen je nach Annahme für einen Standort mit 0,75 bis 1,25 Personalstellen berücksichtigt werden. Darin ist hauptsächlich der tierpflegerische Aufwand enthalten, alle Wartungsarbeiten sowie die lokale Koordination. Ein weiterer großer Posten sind die zahlreichen notwendigen Testungen, die im Verdachtsfall anfallen, vor allem aber vor jedem Versand eines Tiers. Die Gesamtkoordination sowie das Populationsmanagement kann zentral über Citizen Conservation erfolgen. Nicht einkalkuliert wurden bisher folgende Kosten, da diese unter Umständen je nach Standort von diesem zur Verfügung gestellt werden:

- Räumlichkeiten für die Innenraumhaltung sowie die Unterhaltskosten hierfür
- Pacht oder Miete für Grundstücke für Freilandanlagen
- Aufwand und Räumlichkeiten für eigene Futtertierzuchten
- Geräte zur thermischen Desinfektion (beispielsweise Autoklav)

5.6) INITIALPHASE

Idealerweise versucht man, das Risiko des Aussterbens von Populationen und damit den Verlust genetischer Diversität so gering wie möglich zu halten. Trotzdem gibt es zahlreiche Gründe, warum der Idealfall nicht immer auf Anhieb erreicht werden kann. Daher wird im Folgenden eine Initialphase mit einer Laufzeit von 5 Jahren vorgeschlagen, in der erste Schritte einer koordinierten Erhaltungszucht des Feuersalamanders in Bayern begonnen werden. Mit diesen Erfahrungen kann dann ein langfristiges Programm in die Wege geleitet werden. Dies geschieht unter der Annahme, dass *Bsal* sich nicht in den nächsten fünf Jahren dramatisch in Bayern ausbreitet und zahlreiche individuenstarke Populationen erst einmal erhalten bleiben. Damit überprüft werden kann, ob diese Annahme sich bestärkt, sollte parallel zur Ex-situ-Haltung ein landesweites systematisches **Bsal-Monitoring** aufgesetzt werden sowie ein Aktionsplan, was bei weiteren konkreten *Bsal*-Ausbrüchen geschehen soll. Im Rahmen des Monitorings werden im Idealfall Tiere für den Zeitraum zwischen der Probennahme und dem Ergebnis des *Bsal*-Tests gehältert und bei einem positiven Ergebnis in den Tiergarten Nürnberg überführt. Dieses Prozedere muss vorher festgeschrieben und auch finanziell hinterlegt werden. Die Veterinäre im Tiergarten Nürnberg entscheiden dann, ob ein Tier wärmebehandelt werden kann oder aufgrund seines Gesamtzustandes euthanasiert werden muss. Nach erfolgreicher Wärmebehandlung werden die therapierten Tiere nach ihrer Herkunft unter der entsprechenden genetischen Linie ins Ex-situ-Zuchtprogramm aufgenommen. Diese Tiere werden möglichst lange separat gemanagt und tragen so zunächst zum Erhalt der Population des Fundortes bei. Falls sich später herausstellt, dass es keine relevanten genetischen oder anderweitig relevanten Unterschiede zwischen den Vertretern verschiedener Fundorte gibt, können die verschiedenen Einheiten zum Erhalt der übergeordneten (genetischen) Linie zusammengeführt werden.

Laufzeit: 5 Jahre 2023–2027

5.6.1) GRUNDLAGEN

Ziel sollte unserer Meinung nach sein, mindestens fünf Subpopulationen in Bayern zu erhalten. Um angesichts der Dringlichkeit der Situation möglichst umgehend beginnen zu können, schlagen wir folgendes Teilprojekt für eine Initialphase vor, in deren Verlauf und mithilfe der darin gesammelten Erfahrungen zeitnah eine Erweiterung angestrebt werden sollte. Es sollen daher in der Pilotphase mindestens **drei Subpopulationen aus zwei genetischen Linien (Conservation Units)** erhalten werden. Aufgrund der speziellen Verantwortung Bayerns für die Unterart *S. s. salamandra* und den fehlenden genetischen Daten zu Vorkommen von *S. s. terrestris* in Bayern (siehe unter anderem Abbildung 2), schlagen wir

- zwei Subpopulationen der Unterart *S. s. salamandra* und
- eine Subpopulation aus der Hybridzone vor.

Aus zwei ausgewählten Subpopulationen von *S. s. salamandra* (beispielsweise aus dem Voralpinen Moor- und Hügelland und dem Unterbayerisches Hügelland Isar-Inn-Schotterplatten; für die zweitgenannte Region könnte wie unter 5.5.1 erwähnt Tiere einer bereits bestehenden Ex-situ-Population aus Altötting mit einbezogen werden) werden jeweils 160 Larven für die Gründerpopulation aus gesunden und geeigneten Populationen für den Aufbau einer (Backup) Ex-situ-Haltung vorsorglich entnommen werden. Um die wild lebenden Populationen geringstmöglich durch eine Entnahme zu beeinträchtigen und eine möglichst hohe genetische Diversität einer Conservation Unit (Population) in ex situ zu überführen, schlagen wir eine **räumliche und zeitliche Streuung** für die Entnahme von Larven vor. Über einen Zeitraum von drei Jahren sollen aus drei Populationen der entsprechenden Linien Larven gesammelt werden. Pro Jahr werden somit ca. 55 Larven von mehreren Punkten der Gewässer eines Flusseinzugsgebietes einer Population abgefangen (da auch kleinräumige genetische Unterschiede festgestellt wurden; HENDRIX et al. 2017, YANNIC et al. 2021). Hierbei können auch innerhalb eines Jahres zu unterschiedlichen Zeiträumen Larven gesammelt werden (da ein Weibchen über einen Zeitraum von bis zu 50 Tagen Larven absetzen kann; CASPERS et al. 2014a). Diese Tiere (3 Jahre x 55 Larven) bilden die F0-Generation. Je nach Aufzuchttrate kann in frühestens Jahr 3 das Ziel von mindestens 80,80 adulten, geschlechtsreifen Feuersalamandern je Population erreicht werden. In Feuersalamandervorkommen, die aktuell von *Bsal* betroffen sind, sollten adulte Tiere nach ex situ überführt werden. Bisher ist dies in Bayern nur für den Steigerwald bekannt, daher sehen wir hier akuten Handlungsbedarf. Dies wird die Grundlage der Conservation Units der Hybridzone sein. Fünf Tiere aus diesem Gebiet sind seit 2020 bereits im Tiergarten Nürnberg in Ex-situ-Haltung. Damit werden 155 weitere Individuen im Laufe der nächsten Jahre von dort benötigt. Ziel ist es, 90 % der genetischen Diversität innerhalb jeder Population für einen maximalen Zeitraum von 100 Jahren zu erhalten.

Um das Risiko zu verringern, genetische Vielfalt durch Totalausfälle in diesem Zeitraum zu verlieren (damit muss in 100 Jahren zwingend gerechnet werden) – und damit die langfristige Überlebensfähigkeit der Population aufs Spiel zu setzen – muss das Ziel sein, diesen Genpool auf getrennte Haltungen zu verteilen, so dass perspektivisch nicht mehr als 20 % der genetischen Information einer Linie an einem Standort versammelt sind.

➔ Es werden daher **mindestens 5 Standorte** benötigt.

Das zentrale Management erfolgt über Citizen Conservation im Rahmen der geplanten deutschlandweiten Koordination des Erhaltungszuchtprogramms für den Feuersalamander.

Ziel: Fünf institutionelle Standorte für 75 % der Tiere, diese erhalten eine finanzielle Kompensation vor allem für Personalkosten. Private und kleinere Institutionen für die verbleibenden 25 % der Tiere, diese erhalten keine finanzielle Kompensation. Alle Tiere sind eine Leihgabe von Citizen Conservation als treuhänderischem Verwalter der Tiere; es werden entsprechende Einstellverträge mit den HalterInnen abgeschlossen.

Institutionelle Standorte: Nachdem der Tiergarten Nürnberg sich bereits in der Wärmebehandlung und Quarantäne stark engagiert hat, ist dies ein naheliegender Standort, an dem auch nachgezogen werden kann. Zusätzlich sollten vier weitere zoologische Institutionen gewonnen werden. Jeder Standort erhält maximal 24 Tiere pro Linie, das heißt maximal 72 Tiere je Institution. Selbstverständlich können einzelne Einrichtungen auch nur Vertreter einer Linie betreuen; es werden dann entsprechend mehr mitwirkende Institutionen benötigt. Jede Institution verfügt über die Möglichkeit, eine eigene Quarantäne durchführen zu können. Jede Institution erhält eine finanzielle Kompensation für Personalkosten sowie für sonstige laufende Kosten des Projekts. Jeder der fünf institutionellen Standorte bietet möglichst alle drei, mindestens aber zwei der drei Haltungssysteme an. Diese fünf Institutionen pflegen so am Ende ca. 360 der 480 Gründertiere.

Private und kleine institutionelle Standorte: Circa 25 % der Tiere werden an kleinere Institutionen oder Privatleute vergeben. Die Einheiten bestehen aus 4 bis maximal 20 Tieren pro Standort, die alle aus einer Linie stammen sollten. Diese Freiwilligen erhalten keine finanzielle Kompensation. Jeder und jede TeilnehmerIn bietet mindestens ein Haltungssystem an. Am Ende pflegen so 5–10 zusätzliche kleine Standorte ca. 120 der 480 Tiere.

5.6.2) ZEITPLAN

2022: Eruiierung der Finanzierungsmöglichkeiten durch unterschiedliche Geldgeber innerhalb Bayerns und auf bundesdeutscher Ebene und Einwerbung der benötigten Ressourcen.

2023: Beginn der Initialphase. Entnahme der ersten jeweils 55 Larven der zwei Start-Populationen und 55 Adulte im Steigerwald; Aufzucht der Larven an mindestens drei Standorten; Beginn des landesweiten *Bsal*-Monitorings; Testung und temporäre Entnahme in Gebieten mit *Bsal*-Vorkommen; Überführung positiv getesteter Tiere in den Tiergarten Nürnberg (bis zur Kapazitätsgrenze von 100 Individuen).

2024: Entnahme der zweiten jeweils 55 Larven der zwei Populationen und 50 Adulte im Steigerwald; Aufzucht der Larven an drei Standorten; Verteilung der Nachzuchten der erfolgreich wärmebehandelten Tiere aus 2022 an weitere Standorte; Verteilung erfolgreich therapierter Tiere an weitere Standorte; Fortführung *Bsal*-Monitoring, Testung und temporäre Entnahme in Gebieten mit *Bsal*-Vorkommen; Überführung positiver Tiere in den Tiergarten Nürnberg (bis zur Kapazitätsgrenze von 100 Individuen).

2025: Entnahme der dritten jeweils 55 Larven der zwei Populationen und 50 Adulte im Steigerwald; Aufzucht der Larven an vier Standorten; Verteilung der Nachzuchten der erfolgreich wärmebehandelten Tiere aus 2023 an weitere Standorte; Verteilung erfolgreich therapierter Tiere an weitere Standorte; Fortführung *Bsal*-Monitoring, Testung und temporäre Entnahme in Gebieten mit *Bsal*-Vorkommen; Überführung positiv getesteter Tiere in den Tiergarten Nürnberg (bis zur Kapazitätsgrenze von 100 Individuen).

2026: Entnahme weiterer Larven und Adulte falls notwendig zur Erreichung der Zielvorgaben für die drei Start-Populationen; Aufzucht der Larven an vier Standorten; Verteilung der Nachzuchten erfolgreich wärmebehandelten Tiere aus 2024 auf weitere Standorte; Voraussichtlich erste Nachzuchten in den erfolgreich therapierten Gruppen (auch 2022 im Falle Steigerwald schon denkbar); Verteilung erfolgreich therapierter Tiere an weitere Standorte; Erreichen der minimalen Zielanzahl an Standorten, um Risiko zu streuen (20 %); Fortführung *Bsal*-Monitoring, Testung und temporäre Entnahme in Gebieten mit *Bsal*-Vorkommen Überführung positiv getesteter Tiere in den Tiergarten Nürnberg (bis zur Kapazitätsgrenze von 100 Individuen).

2027: Fortführung *Bsal*-Monitoring, Testung und temporäre Entnahme in *Bsal*-positiven Gebieten; Überführung positiv getesteter Tiere in den Tiergarten Nürnberg (bis zur Kapazitätsgrenze von 100 Individuen). Gegebenenfalls Nachjustierung der Bestände an den einzelnen Standorten und Integration weiterer zusätzlicher Standorte; möglicherweise erste F1-Generation der einzelnen Populationen; Zucht der therapierten Tiere; gegebenenfalls Nachjustierung der Bestände an den einzelnen Standorten und Integration weiterer zusätzlicher Standorte; Evaluation des Pilotprojekts und Planungen für den Zeitraum nach 2027.

Es wird angenommen, dass der Anteil an Freilandhaltungen zunächst niedrig startet und sich bis zum Ende der Pilotphase 2027 auf 10% erhöht. Dies ist sinnvoll, da die Larven der F0-Generation im ersten Schritt besser unter stark kontrollierten Bedingungen gehalten werden sollten und erst nach ca. 3–4 Jahren geschlechtsreif werden. Je nach Fortgang der Forschung sowie der weiteren Verbreitung von *Bsal* kann entschieden werden, inwieweit das Programm ausgedehnt werden sollte beziehungsweise welche Anpassungen vorgenommen werden müssen.

Es sei noch einmal betont, dass bei einer starken Ausbreitung von *Bsal* diese Maßnahmen nicht ausreichen, um die genetische Diversität bayerischer Feuersalamander zu erhalten. Im Fall einer solchen schnellen Ausbreitung muss der Plan vor Ablauf der Pilotphase entsprechend angepasst werden.

5.6.3) KOSTEN

Zum jetzigen Zeitpunkt kann nicht abgeschätzt werden, wo und wie schnell sich *Bsal* in Bayern ausbreiten wird. Die Kapazität, Feuersalamander, die positiv getestet wurden, aufzunehmen und zu therapieren, wird derzeit dadurch begrenzt, dass zukünftig vermutlich maximal 100 Individuen zeitgleich im Tiergarten in Nürnberg therapiert werden können. Wir nehmen an, dass vorerst pro Jahr eine leicht steigende Anzahl an positiv getesteten Tieren therapiert werden muss. Gegebenenfalls müssen unterwegs weitere Mittel akquiriert werden, um dies auszubauen.

Tabelle 8: Übersicht über Kostenschätzungen (in Euro) für das Pilotprojekt zur Erhaltung von drei Populationen an fünf großen institutionellen und weiteren kleineren Einrichtungen und privaten HalterInnen.

Position	2023	2024	2025	2026	2027
Investition Ausstattung Standorte	3 Standorte	1 Standort	1 Standort		
Larvenaufzucht ⁽¹⁾	2x 4.000,-				
Haltung Adulte ⁽²⁾	3x 32.750,-	1x 32.750,-	1x 32.750,-		
Betriebskosten Standorte	3 Standorte	4 Standorte	5 Standorte	5 Standorte	5 Standorte
Räumlichkeiten, Strom, Wasser	Eigenleistung	Eigenleistung	Eigenleistung	Eigenleistung	Eigenleistung
Futter etc.	3x 2.000,-	4x 2.500,-	5x 3.000,-	5x 3.000,-	5x 3.000,-
Arbeitszeit Tierpflegepersonal ⁽³⁾	3x 7.200,-	4x 7.200,-	5x 7.200,-	5x 7.200,-	5x 7.200,-
Veterinärmedizinische Untersuchungen	2.000,-	4.000,-	6.000,-	4.000,-	4.000,-
Management Citizen Conservation ⁽⁴⁾	15.000,-	15.000,-	15.000,-	15.000,-	15.000,-
Begleitende Datenerfassung ^(5,6)	6.000,-	6.000,-	6.000,-	6.000,-	6.000,-
Weitere Kosten					
Betriebskosten Wärmebehandlung etc.	Nürnberg	Nürnberg	Nürnberg	Nürnberg	Nürnberg
<i>Bsal</i> -Monitoring, Testung und temporäre Entnahme	Von LBV zu kalkulieren	Von LBV zu kalkulieren	Von LBV zu kalkulieren	Von LBV zu kalkulieren	Von LBV zu kalkulieren
Summe:	156.050,-	96.550,-	110.750,-	76.000,-	76.000,-
Gesamtsumme (über 5 Jahre):					516.150,-

⁽¹⁾ siehe Anlage 10.4 Tabelle A2; ⁽²⁾ siehe Anlage 10.4 Tabelle A3, Kapazitäten für insgesamt 97 Feuersalamander (60 in systematisierte Innenraumhaltung, 27 in naturnahe Innenraumhaltung, 10 Freilandanlagen); ⁽³⁾ in der Summe ca. 8 h / Woche; ⁽⁴⁾ Annahme 5.000 € /Jahr und Linie sowie Akquise TeilnehmerInnen, ggf. ab hier Steigerung, wenn neue Populationen durch *Bsal* dazukommen; ⁽⁵⁾ könnte über Citizen Conservation organisiert werden, um Kontinuität zu gewährleisten, für alles Weitere sind Drittmittel notwendig; ⁽⁶⁾ im Idealfall wird bei Eingang der Tiere in das Ex-situ-Programm ein Abstrich zur genetischen Analyse genommen, diese Daten bilden die optimale Grundlage für das Populationsmanagement, die Gelder hierfür müssen über Drittmittel zusätzlich eingeworben werden.

In der Summe werden somit **516.150,- Euro für das Pilotprojekt für fünf Jahre** veranschlagt. Hinzu kommen noch die Betriebskosten für die Wärmebehandlung im Tiergarten Nürnberg (eine detaillierte Kostenrechnung hierzu ist noch in Arbeit; KOCH & SEITZ pers. Komm.) sowie die Kosten für das landesweite *Bsal*-Monitoring. Vor allem zum Aufbau der Larvenaufzuchtstation wird weitere Unterstützung im Rahmen von Citizen Conservation angeboten, um einen guten Start zu gewährleisten.

6) FORSCHUNGSBEDARF

Amphibien im Allgemeinen und Feuersalamander im Speziellen werden schon seit Jahrzehnten erfolgreich ex situ gehalten und vermehrt. Dabei wurden und werden zahlreiche, wertvolle Erfahrungen gemacht, die dem Erhalt vieler Arten zugutekommen und ohne die einige Arten bereits ausgestorben wären. Diese Erfahrungen sind teilweise dokumentiert (für Feuersalamander siehe Zusammenfassungen in SCHORN & KWET 2010, PASMANS et al. 2014, SEIDEL & GERHARDT 2016, 2021, GERHARDT & SEIDEL 2019 und BOGAERTS et al. 2021). Wissenschaftlich fundierte, systematische Untersuchungen fehlen jedoch in einigen Punkten. Zu einer erfolgreichen langfristigen Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders listen BOGAERTS et al. (2021) fünf übergeordnete Fragen auf, zu denen Daten benötigt werden: Wohlbefinden, Gesundheit, optimale Ernährung, Bestimmung des Geschlechts bei Larven und Kryokonservierung. Kryokonservierung ist unserer Meinung nach für die Machbarkeitsstudie (noch) nicht relevant, da es aktuell noch keine zuverlässige Möglichkeit gibt, aus dem gefrorenen Material wieder Tiere „auferstehen“ zu lassen. Kryokonservierung von Eizellen und Spermien ist bei Amphibien noch in der Entwicklungsphase. Lediglich zehn Arbeiten befassten sich bisher mit acht Arten (darunter nicht der Feuersalamander) und hauptsächlich der Überlebensfähigkeit der Spermien, diese hängt von der Art und dem verwendeten Kälteschutzmittel ab (siehe Zusammenfassung in SMITH et al. 2020). Dennoch bietet eine Ex-situ-Haltung, wie von uns vorgeschlagen, für die Zukunft ebenfalls die Möglichkeit, die Forschung in diesem Bereich weiter voranzutreiben. Im Folgenden sollen kurz die vier verbleibenden sowie weitere offene Fragen vorgestellt werden, die unserer Meinung nach für die Ex-situ-Haltung des Feuersalamanders relevant sind.

6.1) OPTIMALE ERNÄHRUNG

Feuersalamander ernähren sich in der Natur von einer Vielzahl an Beutetieren und können in der Ex-situ-Haltung mit zahlreichen Futtertieren ernährt werden. Es konnte ein Unterschied zwischen Männchen und Weibchen in der Nahrungszusammensetzung beobachtet werden (WANG et al. 2021b). Es ist jedoch unklar, welche Futtertiere durch welche Nährstoffe essentiell sind, wie diese zur Gesundheit und damit Widerstandskraft der Individuen beitragen, was optimale Fütterungsintervalle sind und wie dies mit einer optimalen Entwicklung/Wachstum, Fitness und Reproduktion zusammenhängt. Diese Fragen sind zusätzlich relevant, wenn Individuen wieder in die Natur ausgesetzt werden sollen (BOGAERTS et al. 2021). BOGAERTS et al. (2021) widmen sich dieser Thematik sehr ausführlich und zeigen eindrucksvoll, dass es dringend systematischer Grundlagenforschung hierzu benötigt.

6.2) MIKROBIOTA

Verbunden mit der Frage nach der optimalen Ernährung ist die Frage, welche Mikrobiota im Darm und auf der Haut von Feuersalamandern in der Natur vorkommen und welche Varianz (auf Ebene der Individuen, im Laufe ihrer Entwicklung (siehe VENCES et al. 2016, BLETZ et al. 2017, SANCHEZ et al. 2017) und zwischen Populationen (vor allem Unterarten aus unterschiedlichen Klimazonen; siehe KUENEMAN et al. 2019 und Habitaten; siehe BLETZ et al. 2016, SANCHEZ et al. 2017) es dabei gibt. Dies kann dann verglichen werden mit den Mikrobiota, die in Ex-situ-Haltung in unterschiedlichen Haltungssystemen vorkommen. Außerdem kann ermittelt werden, ob sich diese Mikrobiota im Verlauf der längeren Ex-situ-Haltung verändern. Untersuchungen zu sechs japanischen Amphibienarten zeigten eine deutlich höhere mikrobiotische Artenvielfalt auf der Haut der Tiere in der Natur als in menschlicher Obhut (SABINO-PINTO et al. 2016), und *Bsal* veränderte die Hautflora bei Feuersalamandern (BLETZ et al. 2018). Für eine Vergleichbarkeit der Daten ist es wichtig, auf die richtigen Konservierungsmethoden und die Herkunft (Darm vs. Kot) zu achten (ANSLAN et al. 2021). Erste Ergebnisse aus Belgien zeigen, dass Männchen sich diverser ernähren als Weibchen und damit auch eine höhere Darmmikrobiota-Diversität besitzen (WANG et al. 2021b). Sollten sich in Zukunft in beiden Systemen Unterschiede zwischen in situ und ex situ zeigen, sollte die Frage untersucht werden, ob diese für das Wohlbefinden und die Fitness (siehe 6.5) von Bedeutung sind und falls notwendig, wie die Mikrobiota jeweils wiederhergestellt („geimpft“) werden können.

Zusätzlich stellt sich die Frage, ob beispielsweise Hautbakterien bei der Resistenz gegen *Bsal* helfen können (SANCHEZ et al. 2017, SMITH et al. 2018). In natürlicher Umgebung können auf Feuersalamandern diverse Bakterien gefunden werden, aber vermutlich in zu geringer Abundanz, um Schutz gegen *Bsal* zu bieten (BLETZ et al. 2018). Vor kurzem konnte gezeigt werden, dass Glykosylierungsmuster der Haut bei Feuersalamandern die Kolonisierung durch Pilze beeinflussen (WANG et al. 2021a). Ob und wie dies mit Mikrobiota auf der Haut zusammenhängt und wie dadurch potentiellen Resistenzen beeinflusst werden können, ist noch ungeklärt.

6.3) SOZIALVERHALTEN

Im Gegensatz zu zwei Alpensalamanderarten (*Salamandra atra* & *Salamandra lanzai*) gelten Feuersalamander bisher nicht als territorial. Kommentkämpfe zwischen Männchen können aber regelmäßig vor allem in der zweiten Jahreshälfte beobachtet werden. Ihre Funktion ist bisher unklar, ebenso welche Faktoren diese beeinflussen (siehe Zusammenfassung in SEIDEL & GERHARDT 2016). Die beiden Alpensalamanderarten markieren olfaktorisch durch ihren Kot (GAUTIER & MIAUD 2003) und lösen damit Stress bei Artgenossen aus, die dadurch sogar erkranken können (SEIDEL & GERHARDT 2021). Wie ausgeprägt das Sozialverhalten von Feuersalamandern ist und ob Olfaktorik dabei eine Rolle spielt, könnte sowohl für die Ex-situ-Haltung als auch für potentielle Auswilderungen relevant sein. Eventuell könnte so die Zusammenstellung der Zuchtgruppen manipuliert oder eine Abwanderung ausgewilderter Tiere verhindert und so die Wahrscheinlichkeit einer Ansiedlung gesteigert werden. Es gibt auch bereits erste Erfahrungen mit reinen Männchengruppen (SEIDEL & GERHARDT 2016, 2021), beispielsweise für „überzählige“ Tiere. Ob dies langfristige Auswirkungen auf einzelne Individuen hat, beispielsweise ihre Fortpflanzung, wäre ein interessantes Forschungsfeld.

6.4) FORTPFLANZUNG/FRUCHTBARKEIT

Es gibt erste Beobachtungen, dass Feuersalamanderweibchen ex situ nicht ihr ganzes Leben über gleich viele Larven absetzen, sondern dass es einen „Höhepunkt der Reproduktivität“ im Alter von sechs bis acht Jahren gibt (SEIDEL pers. Komm.). Dies bedarf systematischer Untersuchungen in Bezug auf die Fitness der Larven, also ob diese mit der Zahl der Larven, dem Alter des Weibchens oder der Zahl männlicher Paarungspartner zusammenhängt. Auch können Feuersalamander „wählerisch“ in ihrer Partnerwahl sein (SEIDEL pers. Komm.). Diese Fragen sind relevant für eine optimale Zusammenstellung der Zuchtgruppen (siehe 5.1), den Umgang beim Tod einzelner Tiere innerhalb der Gruppen (siehe 5.1) und für die Ermittlung einer optimalen Generationszeit in der Ex-situ-Haltung.

6.5) TIERWOHL, GESUNDHEIT & FITNESS

Zur Haltung von Feuersalamandern stehen unterschiedliche Möglichkeiten zur Verfügung (siehe 4.4). Es ist bisher ungeklärt, wie sich die Unterschiede in den Haltungssystemen auf das Wohlbefinden der Tiere, also auch auf Stress und Fitness, auswirken. Damit verbunden ist die Frage, ob dies langfristig die Haltung und potentielle Wiederauswilderungen beeinträchtigt. Diese verhaltensbiologischen Fragestellungen werden in einer Kooperation der Universität Bielefeld (Prof. Dr. Barbara Caspers), der Universität Münster (Prof. Dr. Sylvia Kaiser), des Bundesinstituts für Risikobewertung (Prof. Lars Lewejohann, ebenfalls tätig an der Freien Universität Berlin), des Allwetterzoos Münster (Dr. Philipp Wagner), des Museums für Naturkunde Berlin (PD Dr. Mark-Oliver Rödel) und von Citizen Conservation untersucht.

Generell werden der Gesundheitszustand und die Fitness von Feuersalamandern oftmals nach ihrem äußeren Erscheinungsbild, ihrem Verhalten und ihrer Reproduktion beurteilt. Dies erfordert einerseits Erfahrung, ist andererseits nicht immer einfach messbar und damit vergleichbar. Somit ist es eine Herausforderung, Aussagen hierzu unter anderem mit Daten zur Fortpflanzung, unterschiedlichen Haltungssystemen, Mikrobiota oder der Ernährung in Verbindung zu bringen. Ähnlich wie das bei anderen Tierarten bereits etabliert ist, ist es sinnvoll, grundlegende Daten zu biochemischen Werten des Kots oder Blutes zu sammeln. Beispielsweise ist es ebenfalls offen, ob Feuersalamander, die von *Bsal* befallen werden, Antikörper bilden und ob man anhand dieser Geheilte, Resistente oder Individuen erkennen kann, die potentielle Überträger sind (BAUMGARTNER pers. Komm.). Konkret könnten Kortikosteroidpegel als Maß für den Gesundheitszustand von Feuersalamandern herangezogen werden (BOGAERTS et al. 2021). Für den Flecken-Querzahnmolch (*Ambystoma maculatum*) aus Nordamerika konnte gezeigt werden, dass eine *Bsal*-Exposition Stress und erhöhte Kortikosteronpegel auslösen, obwohl keine Infektion oder Krankheitsanzeichen beobachtet wurden (BARNHART et al. 2019).

6.6) GESCHLECHT DER LARVEN

Wie bereits an unterschiedlichen Stellen erläutert, gilt es, Ressourcen bei der Ex-situ-Haltung sinnvoll einzusetzen. Ein wichtiger Punkt hierbei ist sowohl bei der Wahl der Gründertiere (4.1.2) als auch bei der Aufzucht von Larven (4.4.5), dass das Geschlecht der Individuen je nach Erfahrung frühestens ab einer Gesamtlänge von 10–12 cm (SEIDEL & GERHARDT 2016) oder 14 cm (BOGAERTS et al. 2021) erkennbar ist. Methoden, die frühzeitig das individuelle Geschlecht erkennen, wären daher sehr hilfreich, um das gewünschte Geschlechterverhältnis gezielter erreichen zu können. Welche Möglichkeiten es im Umgang mit „Überzähligen“ gibt, wird in Abschnitt 4.9 diskutiert. Zusätzlich wird vermutet, dass die Ausbildung des Geschlechts auch bei Schwanzlurchen von der Temperatur abhängig sein kann (BOGAERTS et al. 2021). Wenn sich dies bestätigt, könnte damit schon das Geschlechterverhältnis gezielt beeinflusst werden.

6.7) GENETISCHE DIVERSITÄT

Das Maß für die genetische Diversität hängt von dem verwendeten genetischen Marker ab. Nutzt man hierzu DNA-Sequenzen (Allele), zählt man die, die unterschiedlich sind. Beim Einsatz von Mikrosatelliten (kurze, variable, neutrale DNA-Sequenzen) oder Einzelnukleotid-Polymorphismen (SNPs = Single Nucleotide Polymorphisms; kurze, variable, neutrale oder adaptive Stellen im Genom) kommen drei Maße zum Einsatz: Anzahl Allele (A; als standardisiertes Maß: allelische Vielfalt AR), Heterozygotie (beobachtete Heterozygotie (H_o) & erwartete Heterozygotie (H_e)) und genetische Differenzierung (FST). Vereinfacht gesagt, dient Heterozygotie als Maß innerhalb von Individuen, allelische Vielfalt innerhalb von Populationen und genetische Differenzierung zwischen Populationen (SEGELBACHER & HOLDEREGGER 2016). Bisher liegen erste Daten zur genetischen Diversität bei Feuersalamandern in Deutschland und Bayern aus der Arbeit von PREISSLER (2020) vor. Weitere genetische Arbeiten speziell in Bayern sind notwendig. Die hierzu verwendete Biopsie bei Larven eignet sich nur bedingt für eine regelmäßige Erhebung der Ex-situ-Population, da nicht alle Larven großgezogen werden. Um den Aufwand zur Probennahme gering zu halten, könnte man aber Larven, die nicht bis zur Metamorphose gebracht werden sollen, komplett als Gewebeprobe mit den üblichen Verfahren und notwendigen Genehmigungen verwenden. Es sollte ebenfalls untersucht werden, ob DNA aus dem Substrat oder Wasser der Haltung (eDNA) extrahiert werden kann, womit man eine einfache, nicht-invasive Methode etablieren könnte, die zukünftig auch in der Natur zur Anwendung kommen könnte. Essentiell ist es, Basisdaten zu sammeln, wie sich die genetische Diversität in Ex-situ-Haltung im Lauf der Zeit entwickelt und wie diese mit anderen Faktoren, beispielsweise Gesundheit (6.5) oder Fruchtbarkeit (6.4), zusammenhängen. Beispielsweise konnte bei der brasilianischen Froschart *Thoropa taophora* gezeigt werden, dass Habitatfragmentierung zu einer niedrigeren Diversität des MHC IIB Locus führt (ein wichtiges Gen in der Immunabwehr) und damit zu einer höheren Anfälligkeit gegenüber Parasiten beitragen kann (BELASEN et al. 2019). Beim Südlichen Corroboree Frosch (*Pseudophryne corroboree*) gibt es Hinweise darauf, dass Heterozygotie und damit eine höhere Varianz der genetischen Diversität des MHC I Komplexes mit einer höheren Widerstandskraft gegenüber *Bd* korreliert (KOSCH et al. 2019). Wie sich die genetische Diversität bei Mehrfachvaterschaften und Paarungen verwandter Tiere, welches zu einem höheren Fortpflanzungserfolg führte (siehe 4.8 und CASPERS et al. 2014b), im Lauf mehrerer Generationen entwickelt, sollte überprüft werden. Hierfür bieten sich vor allem Untersuchungen in großen Freilandanlagen an.

6.8) TESTUNG

Für die Testungen auf unterschiedliche Krankheitserreger (beispielsweise *Bsal*, *Bd*, Ranaviren oder Parasiten) können Kotproben oder Abstriche genommen werden. Dies ist in der systematisierten Innenraumhaltung sehr einfach, in komplexen naturnah eingerichteten Terrarien schwieriger und in Freilandanlagen kann dies teilweise unmöglich sein. Protokolle, wie Wasser aus den Anlagen adulter Tiere, aus Larvenaufzuchten oder wie das Substrat der Haltungen daraufhin untersucht werden kann (eDNA), sollten verifiziert und etabliert werden, um einfache und vergleichbare Testungen in Zukunft in allen Haltungssystemen und der Natur zu ermöglichen.

Zusätzlich zu den bereits angerissenen offenen Fragen gibt es weitere, die indirekt für den langfristigen Ex-situ-Erhalt von Feuersalamanderpopulationen wichtig sind. Hygiene ist ein wichtiger Punkt, die meisten chemischen Substanzen hierfür sind jedoch auch bedenklich für die Umwelt (siehe 4.7) und nicht immer kann heißes Wasser eingesetzt werden. In Zukunft könnten natürliche Substanzen (beispielsweise Kurkumin, Allicin (aus Knoblauch) hierfür eine Lösung sein (SILVA et al. 2019). Für *Bd* sind unterschiedliche genetische Linien (Stämme) nachgewiesen worden, die sich in ihrer Virulenz unterscheiden (SCHLOEGEL et al. 2012, O'HANLON et al. 2018). Allerdings macht es für den Feuersalamander im Gegensatz zu anderen Amphibien bisher keinen Unterschied, ob er vorher einem Chytridpilz mit niedriger Virulenz (*Bd*) ausgesetzt war, für ihn ist *Bsal* immer fatal (GREENER et al. 2020). Bei *Bsal* wurden inzwischen ebenfalls mehrere genetische Linien und unterschiedliche Virulenzen in Europa nachgewiesen (KELLY et al. 2021), ob und wie diese in Deutschland oder Bayern verbreitet sind, ist unseres Wissens nach bisher nicht geklärt. Daten dazu könnten sowohl die Behandlungsmethoden als auch die Suche nach Resistenzen beeinflussen. Von zentraler Bedeutung für den langfristigen Erhalt des Feuersalamanders ist auch, ob es Methoden gibt, die die Entwicklung von Resistenzen zu unterstützen. Inwieweit die bisherigen Erkenntnisse von BOGAERTS et al. (2021) und dieser Arbeit sich auf alle Unterarten des Feuersalamanders übertragen lassen, ist eine weitere wichtige Frage. Ob Feuersalamander nach einer langjährigen Ex-situ-Haltung problemlos wieder ausgewildert werden können, ist bisher nicht untersucht und sollte auch Gegenstand zukünftiger Forschungen sein.

Im Einklang mit dem „One Plan Approach to Conservation“ ist es das Ziel, In-situ- und Ex-situ-Artenschutzmaßnahmen zu kombinieren, alle Populationen einer Art als Gesamtheit zu managen und damit eine Zusammenarbeit aller Akteure zum Wohle einer Art zu erreichen. Dies bedeutet für den Feuersalamander unter der Annahme, dass *Bsal* sich großflächig ausbreiten wird und zahlreiche In-situ-Populationen dramatisch reduziert werden, dass erste Ideen entwickelt werden sollten, wie Feuersalamander nicht nur von in situ nach ex situ überführt werden können, sondern auch, wie dies später umgekehrt der Fall sein könnte. Zwei Punkte sind dabei zu beachten: unter welchen Voraussetzungen dies geschehen kann und in welchen Gebieten Wiederansiedlungen stattfinden können.

Es ist offensichtlich, dass Tiere, die für eine Wiederansiedlung in Frage kommen, gesund und fit sein sollten, also keine Krankheitserreger ausbreiten dürfen und grundsätzlich in ihrem neuen Lebensraum überleben können. Der Erfolg von Wiederansiedlungen muss selbstverständlich durch ein begleitendes Monitoring überprüft werden. Wie Feuersalamander nach mehreren Generationen in menschlicher Obhut am besten ausgewildert werden können, ist bisher eine ungeklärte Frage. Eine Hilfe bei der Wiederauswilderung können „semi wild habitats“ darstellen, also umfriedete große natürliche Habitate, die alle Voraussetzungen bieten, damit Feuersalamander dort mit minimalen Managementaufwand überleben und sich fortpflanzen können. Zur Wiederansiedlung stellen sich außerdem die folgenden Fragen:

- A** Das Gebiet, in dem Wiederansiedlungen stattfinden sollen, muss genügend (qualitativ und quantitativ) geeignete Habitate aufweisen. Es ist allerdings unklar, inwieweit der Klimawandel dabei berücksichtigt werden muss. Denn einerseits puffern Mikrohabitate den Klimawandel (beispielsweise SHI et al. 2016, GONZÁLEZ-DEL-PLIEGO et al. 2020), andererseits können die Veränderungen so dramatisch sein, dass dies nicht ausreicht (beispielsweise SCHEFFERS et al. 2013). Dies zuverlässig abzuschätzen, ist bisher nicht möglich. Sollten Feuersalamander daher in ihren ursprünglichen Gebieten (in denen sie vorkommen oder nachweislich vorkamen) wieder ausgesetzt werden? Auf die Gefahr hin, dass diese durch den Klimawandel zukünftig ungeeignet werden? Oder sollten sie in neue Gebiete außerhalb des bisherigen Verbreitungsgebietes verbracht werden, die aktuell suboptimal, aber in absehbarer Zukunft optimal sein könnten?
- B** Vor der Wiederansiedlung in einem ehemals von Feuersalamandern bewohnten Gebiet sollten Daten existieren, zu welcher Zeit und aufgrund welcher Ursachen die Population ausgestorben ist. Erfolgte dies erst vor kurzem und ist die Ursache beseitigt, kann dies in Betracht kommen.
- C** Im Zuge des Klimawandels wird aktuell eine sehr emotionale Diskussion darüber geführt, inwieweit dies Auswirkungen auf das Management der Wälder hat. Fast alle Wälder in Europa werden gemanagt (> 97 %). Dies beinhaltet das aktive Pflanzen von Bäumen und im Zuge des Klimawandels das Pflanzen nicht heimischer Baumarten. Inwieweit diese neuen Managementstrategien sich auf den Feuersalamander direkt oder indirekt auswirken, ist bisher völlig unklar. Sollen Feuersalamander daher in Gebieten angesiedelt werden, in denen vor kurzem vermehrt nicht-heimische Baumarten gepflanzt wurden?

- D** Es stellt sich ebenfalls die grundsätzliche Frage, ob Tiere in noch oder bereits besiedelten Gebieten wieder angesiedelt werden können? Hängt dies von der „carrying capacity“ der Population ab? Wie wird diese bestimmt, und muss dadurch unterschieden werden, ob Larven oder Feuersalamander ausgesetzt werden (da Larven dichteunabhängig und adulte Tiere dichteabhängig reguliert werden; siehe 5.1)? Welche Faktoren bestimmen die „carrying capacity“, mit anderen Worten, welche Ressourcen sind für Feuersalamander in der Natur limitiert?
- E** Gibt es noch weitere Kriterien, die bei der Wiederansiedlung berücksichtigt werden können, beispielsweise die Futterverfügbarkeit, die Anzahl an potentiellen Überwinterungsquartieren und Reproduktionsgewässern? Sollten die Mikrobiota auf der Haut und im Darm überprüft und, falls notwendig und möglich, durch „Impfung“ verändert werden, um damit den Ansiedlungserfolg beeinflussen zu können (siehe 6.2)? Es zeigte sich auch, dass Feuersalamander höhere Mengen an Darm-Pathogenen aufweisen, je kürzer die Distanz zu menschlichen Siedlungen ist (WANG et al. 2021b). Hat dies einen Einfluss auf die Fitness der Tiere und damit auch den Erfolg von Wiederansiedlungsprojekten?
- F** Sollten nur Tiere, die ursprünglich aus einer Population kamen, in das exakt gleiche Gebiet wieder angesiedelt werden oder kann „durchmischt“ werden – und wenn ja bis zu welchem Grad?
- G** SCOTT et al. (2020) konnten zeigen, dass wiederangesiedelte Kalifornische Gopherschildkröten (*Gopherus agassizii*) mit der höchsten genetischen Heterozygotie die höchsten Überlebenschancen haben, unabhängig von ihrer genetischen Herkunft. Inwieweit sich dies auf Feuersalamander übertragen lässt, ist nicht untersucht.
- H** Ebenso ist die Frage offen, ob Feuersalamander in Gebiete angesiedelt werden können, in denen noch *Bsal* gefunden wird. In den Niederlanden ist *Bsal* nach 13 Jahren immer noch vorhanden (PASMANS pers. Komm.). LEES et al. (2013) hoffen anhand eines Beispiels (*Bd* bei *Pseudophryne corroboree* in Australien), dass eine kontinuierliche Exposition zum Chytridpilz zu Resistenzen führt. Umgekehrt ist die Überlebenswahrscheinlichkeit der angesiedelten Tiere in solchen Gebieten gering. Sollte ein für die Wiederansiedlung gewähltes Gebiet *Bsal*-frei sein, ist unklar, wie dies getestet und damit gezeigt werden soll. Welche Reservoirs und Vektoren kommen dafür in Frage (Bodenproben, Wasserproben, tierische und pflanzliche Proben) und müssen getestet werden? Begünstigt man eventuell das Überdauern von *Bsal*, indem man immer neue Tiere aussetzt? Wie oft und wie lange muss getestet werden, damit ein Gebiet als *Bsal*-frei gilt? Im Fall des *Bsal*-Ausbruchs in Spanien darf *Bsal* 3–4 Jahre lang nicht nachgewiesen werden (FERNÁNDEZ et al. pers. Komm. EAZA *Bsal*-Online-Kurs). Können Gebiete in der Natur durch Menschen wieder von *Bsal* befreit werden? Erste Versuche mit künstlichen Ökosystemen (Mikrokosmen) zeigen, dass *Bd* wieder entfernt werden kann. Diese haben aber das Dilemma, dass Invertebraten zum Großteil die verwendete Essigsäure überleben, aber Kaulquappen (von *Discoglossus pictus*) nicht (LAMMENS et al. 2021). Es konnte auch gezeigt werden, dass *Bsal* auf totem Pflanzenmaterial wachsen kann (KELLY et al. 2021). Es ist daher offen, wie effektiv in und übertragbar auf natürliche Systeme so eine Prozedur ist und wie andere Tier- und Pflanzengruppen darauf reagieren.

8) SCHLUSSFOLGERUNG

Zur langfristigen Erhaltung des Feuersalamanders werden drei Szenarien vorgelegt, die sich in ihrem Risiko, das gesteckte Ziel (90 % genetische Diversität über 100 Jahre zu erhalten) zu erreichen, unterscheiden. Ein Ex-situ-Programm, welches mit hoher Erfolgswahrscheinlichkeit einen Teil der Diversität (acht Conservation Units/Populationen) des Feuersalamanders in Bayern sichert, ist mit vernünftigen finanziellen Mitteln (etwas weniger als 6 Mio. Euro für 10 Jahre) realisierbar. Über eine erste Initialphase für drei Conservation Units (Populationen) mit einer Laufzeit von 5 Jahren und Kosten von etwa 520T Euro ließen sich zur Etablierung eines Ex-situ-Programms dringende erste Schritte tätigen, wertvolle Erfahrungen sammeln und mittel- bis längerfristige Maßnahmen anschieben. Es ist zu beachten, dass zusätzlich zu den geschätzten 520T Euro weitere Kosten anfallen, wie bspw. für Wärmebehandlungen, ein Monitoring der natürlichen Feuersalamanderpopulationen oder ein *Bsal*-Frühwarnsystem.

Die vorliegende Studie fasst den bisherigen Erkenntnisstand eines möglichen Ex-situ-Programms für den Feuersalamander zusammen, konkretisiert diesen und stellt noch offene Fragen dar. Es wird empfohlen, alle drei vorgestellten Handlungsformen einzusetzen, die sich hauptsächlich in ihrem Platzbedarf, Aufwand und somit Personalbedarf unterscheiden. Auf den Gesamtzeitraum gesehen, ist dies zweitrangig. Es bietet sich jetzt, vermutlich zu Beginn der Ausbreitung von *Bsal* in Bayern, die Gelegenheit zu handeln, „bevor es zu spät ist“. Entscheidend ist der politische Wille, den Feuersalamander zumindest mit einem Teil seiner Diversität als charakteristische Art naturnaher Laubmischwälder und als Top-Prädator der Laubstreu (LAKING et al. 2021) langfristig zu erhalten und so ein deutliches Zeichen gegen den fortschreitenden Verlust der Biodiversität zu setzen.

9) LITERATUR

- AARK FOUNDER CALCULATION TOOL (2021) <http://www.amphibianark.org/tools/Founder%20calculation%20tool.htm>. Letzter Abruf 9.11.2021
- AKÇAKAYA HR, BENNETT EL, BROOKS TM, GRACE MK, HEATH A, HEDGES S, HILTON-TAYLOR C, HOFFMANN M, KEITH DA, LONG B, MALLON DP, MEIJAARD E, MILNER-GULLAND EJ, RODRIGUES ASL, RODRIGUEZ JP, STEPHENSON PJ, STUART SN & YOUNG RP (2018) Quantifying species recovery and conservation success to develop an IUCN Green List of Species. *Conservation Biology* 32: 1128-1138.
- ANSLAN S, HUAN L, KÜNZEL S & VENCES M (2021) Microbiomes from feces vs. gut in tadpoles: distinct community composition between substrates and preservation methods. *Salamandra* 57: 96-104.
- BARNHART K, BLETZ MC, LABUMBARD B, TOKASH-PETERS A, GABOR CR & WOODHAMS DC (2019) *Batrachochytrium salamandrivorans* elicits acute stress response in spotted salamanders but not infection or mortality. *Animal Conservation* 23: 533-546.
- BAYLISS HA (1939) Delayed reproduction in the spotted salamander. *Proceedings of the Zoological Society of London* A109: 243-246.
- BELASEN AM, BLETZ MC, DA SILVA LEITE D, TOLEDO LF & JAMES TY (2019) Long-term habitat fragmentation is associated with reduced MHC IIB diversity and increased infections in amphibian hosts. *Frontiers in Ecology and Evolution* 6: 236.
- BEUKEMA WA, MARTEL A, NGUYEN TT, SCHMELLER D, YUAN Z, LAKING AE, NGUYEN T-Q, LIN C-F, SHELTON J, LOYAU A & PASMANS F (2018) Environmental context and differences between native and invasive observed niches of *Batrachochytrium salamandrivorans* affect invasion risk assessments in the Western Palearctic. *Diversity and Distributions* 24: 1788-1801.
- BLOOI M, MARTEL A, HAESEBROUCK F, VERCAMMEN F, BONTE D & PASMANS F (2015a) Treatment of urodelans based on temperature dependent infection dynamics of *Batrachochytrium salamandrivorans*. *Scientific Report* 5: 8037.
- BLOOI M, PASMANS F, ROUFFAER L, HAESEBROUCK F, VERCAMMEN F & MARTEL A (2015b) Successful treatment of *Batrachochytrium salamandrivorans* infections in salamanders requires synergy between voriconazole, polymyxin E and temperature. *Scientific Reports* 5: 11788
- BOGAERTS S (2018) *Salamandra algira* BEDRIAGA, 1883 – Nord-Afrikanischer Feuersalamander / North-African Fire salamander. *Mertensiella* 26: 160-171. In: GROSSE W-R (Ed): Gefährdete Molch- und Salamanderarten - Richtlinien für Erhaltungszuchten Band 2.
- BOGAERTS S, LÖTTERS S, SPITZEN-VAN DER SLUIJS A, PREISSLER K, CASPERS B, OSWALD P, MICHAELS CJ, TER MEULEN T, REINHARDT T, MARTEL A & PASMANS F (2021) EAZA Amphibian Taxon Advisory Group. Best Practice Guidelines (striped) fire salamander, *Salamandra salamandra (terrestris)*. First edition. European Association of Zoos and Aquariums, Amsterdam, Niederlande.
- BÖHME W (1979) Zum Höchstalter des Feuersalamanders, *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758): ein wiederentdecktes Dokument aus der Frühzeit der Terraristik. *Salamandra* 15: 176-179.
- BOLAM FC, MAIR L, ANGELICO M, BROOKS TM, BURGMANN M, HERMES C, HOFFMANN M, MARTIN RW, MCGOWAN PJK, RODRIGUES ASL, RONDINI NI C, WESTRIP JRS, WHEATLEY H, BEDOLLA-GUZMÁN Y, CALZADA J, CHILD MF, CRANSWICK PA, DICKMAN CR, FESSL B, FISHER DO, GARNETT ST, GROOMBRIDGE JJ, JOHNSIN CN, KENNERLEY RJ, KING SRB, LAMOREUX JF, LEES AC, LENS L, MAHOOD SP, MALLON DP, MEIJAARD E, MÉNDEZ-SÁNCHEZ F, PERCEQUILLO AR, REGAN TJ, RENJIFO LM, RIVERS MC, ROACH NS, ROXBURGH L, SAFFORD RJ, SALAMAN P, SQUIRES T, VÁZQUEZ-DOMÍNGUEZ E, VISCONTI P, WOJNARSKI JCZ, YOUNG RP & BUTCHART SHM (2020) How many bird and mammal extinctions has recent conservation action prevented? *Conservation Letters* 14: e12762.
- BLETZ MC, GOEDBLOED DJ, SANCHEZ E, REINHARDT T, TEBBE CC, BHUJU S, GEFFERS R, JAREK M, VENCES M & STEINFARTZ S (2016) Amphibian gut microbiota shifts differentially in community structure but converges on habitat-specific predicted functions. *Nature Communications* 7: 13699.
- BLETZ MC, PERL RGB, BOBOWSKI BTC, JAPKE LM, TEBBE CC, DOHRMANN AB, BHUJU S, GEFFERS R, JAREK M & VENCES M (2017) Amphibian skin microbiota exhibits temporal variation in community structure but stability of predicted *Bd*-inhibitory function. *The ISME Journal* 11: 1521-1534.
- BLETZ MC, KELLY M, SABINO-PINTO J, BALES E, VAN PRAET S, BERT W, BOYEN F, VENCES M, STEINFARTZ S, PASMANS F & MARTEL A (2018) Disruption of skin microbiota contributes to salamander disease. *Proceedings of the Royal Society B* 285: 20180758.
- BRODIE E & SMATRESK (1990) The antipredator arsenal of fire salamanders: spraying of secretions from highly pressurized dorsal skin glands. *Herpetologica* 46: 1-7.
- BULEY KR & GARCIA G (1997) The recovery programme for the Mallorcan midwife toad *Alytes muletensis*: An update. *The Dodo Journal of the Wildlife Preservation Trusts* 33: 80-90.
- BURGER I, JULIEN AR, KOUBA AJ, BARBER D, COUNSELL KR, PACHECO C, KREBS J, & KOUBA CK (2021) Linking in-situ and ex-situ populations of threatened amphibians through genome banking. *Conservation Science and Practice* 3: e525.
- CBD (1992) Convention on biological diversity. <https://www.cbd.int/doc/legal/cbd-en.pdf>
- CANESSA S, HUNTER D, MCFADDEN M, MARANTELLI G & MCCARTHY MA (2014) Optimal release strategies for cost-effective reintroductions. *Journal of Applied Ecology* 51: 1107-1115.
- CARBONELL F, ALONSO M, LARIOS R, OBON E & VALBUENA-UREÑA (2014) Montseny Brook Newt ex situ conservation program. *Amphibian Ark Newsletter* 27: 11-12.
- CARBONELL F, OBON E, ALONSO M, VALBUENA-UREÑA E & LARIOS R (2016) Reserva genètica i cria en captivitat del tritó del Montseny (*Calotriton arnoldi*). In: SUCH-SANZ MAYNÉ J, POMAROL M, À, MAYNÉ J, POMAROL M (Ed) *Activitats realitzades pel centre de fauna de Torreferrussa Informe inèdit*. Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural-Forestal Catalana, Barcelona, Spanien.
- CARRANZA S & AMAT F (2005) Taxonomy, biogeography and evolution of Euproctus (Amphibia: Salamandridae), with the resurrection of the genus *Calotriton*, and the description of a new endemic species from the Iberian Peninsula. *Zoological Journal of the Linnean Society* 145: 555-582.
- CASPERS BA, STEINFARTZ S & KRAUSE ET (2014a). Larval deposition behaviour and maternal investment of females reflect differential habitat adaptation in a genetically diverging salamander population. *Behavioral Ecology and Sociobiology* 69: 1827-1833.
- CASPERS BA, KRAUSE ET, HENDRIX R, KOPP M, RUPP O, ROSENRETER K & STEINFARTZ S (2014b) The more the better – polyandry and genetic similarity are positively linked to reproductive success in a natural population of terrestrial salamanders (*Salamandra salamandra*). *Molecular Ecology* 23:239-250.

- CHANNING A, FINLOW-BATES KS, HAARKLAU SE & HAWKES PG (2006) The biology and recent history of the critically endangered Kihansi spray toad *Nectophrynoides asperginis* in Tanzania. *Journal of East African Natural History* 95: 117-138.
- CHAUKULKAR S, SULAEAMAN H, ZINK AG, VREDENBURG VT (2018) Pathogen invasion and non-epizootic dynamics in Pacific newts in California over the last century. *PLoS ONE* 13: e0197710.
- CLARKE D (2019) EAZA Best Practice Guidelines for Partula snails. European Association of Zoos and Aquariums, Amsterdam, Niederlande.
- CORINE LAND COVER (2018) Version 2020_20u1. Provided by the European Environment Agency (EEA) under the framework of the Copernicus programme. <https://land.copernicus.eu/pan-european/corine-land-cover/clc2018?tab=metadata>
- DALBECK L, DÜSSEL-SIEGBERT H, KERRES A, KIRST K, KOCH A, LÖTTERS S, OHLOFF D, SABINO-PINTO J, PREISLER 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.
- DICKS LV, WALSH JC & SUTHERLAND WJ (2014) Organising evidence for environmental management decisions: a "4S" hierarchy. *Trends in Ecology and Evolution* 29: 607-613.
- EAZA (2021a) <https://www.eaza.net/assets/Uploads/CCC/Other/August 2021.pdf>. Letzter Abruf August 2021.
- EAZA (2021b) <https://www.eaza.net/conservation/programmes/>. Letzter Abruf August 2021.
- ESTES-ZUMPF W & KEINATH D (2012) Wyoming toad monitoring on safe harbor reintroduction sites: 2011. Prepared by the Wyoming Natural Diversity Database, Laramie, Wyoming, for the Laramie Rivers Conservation District and the United States Fish and Wildlife Service. January 30, 2012.
- EITAM A & BLAUSTEIN L (2002) Noninvasive individual identification of larval *Salamandra* using tailfin spot patterns. *Amphibia-Reptilia* 23: 215-219.
- FARTHING HN, JIANG J, HENWOOD AJ, FENTON A, GARNER TWJ, DAVERSA DR, FISHER MC & MONTAGNES DJS (2021) Microbial grauers may aid in controlling infections casued by the aquatic zoosporic fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Frontiers in Microbiology* 11: 592286.
- FELDMANN R (1987) Überwinterung, Ortstreue und Lebensalter des Feuersalamanders *Salamandra salamandra terrestris*. Schlussbericht einer Langzeituntersuchung. *Jahrbuch für Feldherpetologie* 1: 33-44.
- FISHER MC, PASMANS F & MARTEL A (2021) Virulence and pathogenicity of chytrid fungi causing amphibian extinctions. *Annual Review of Microbiology* 75: 31.1-31.21.
- FITZPATRICK LD, PASMANS F, MARTEL A & CUNNINGHAM AA (2018) Epidemiological tracing of *Batrachochytrium salamandrivorans* identifies widespread infection and associated mortalities in private amphibian collections. *Scientific Report* 8: 13845.
- GABLER C (2009) Neues zur Calciumversorgung von Schwanzlurchen – Was bringt das Einstäuben von Futtertieren? *Amphibia* 8: 29-30.
- GAUTIER P & MIAUD C (2003) Faecal pellets used as an economic territorial marker in two terrestrial alpine salamanders. *Ecosphere* 10: 134-139.
- GERAUD M & KEINATH DA (2004) Species assessment for Wyoming toad (*Bufo baxteri*) in Wyoming. Report prepared for United States Department of the Interior Bureau of Land Management Wyoming State Office Cheyenne, Wyoming, USA
- GARMYN A, VAN ROOIJ P, PASMANS F, HELLEBUYCK T, VAN DEN BROECK W, HAESEBROUCK F & MARTEL A (2012) Waterfowl: Potential environmental reservoirs of the chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. *PLoS ONE* 7: e35038.
- GERHARDT P (2017) Kommentkämpfe beim Feuersalamander. *Amphibia* 16: 7-10.
- GERHARDT P & SEIDEL U (2019) Neue Wege in der Salamanderhaltung. *Elaphe* 2/2019: 32-38.
- GONZÁLEZ-DEL-PLIEGO P, SCHEFFERS BR, FRECKLETON RP, BASHAM EW, ARAÚJO MB, ACOSTA-GALVIS AR, MEDINA URIBE CA, HAUGAASEN T & EDWARDS DP (2020) Thermal tolerance and the importance of microhabitats for Andean frogs in the context of land use and climate change. *Journal of Animal Ecology* 89: 2451-2460.
- GOTTSCHALK W (2013) Sind weiße Mückenlarven als Aufzuchtfutter für Feuersalamanderlarven (*Salamandra salamandra*) geeignet? *Elaphe/Terraria* 4/2013: 8-9.
- GRACE MK, AKÇAKAYA HR, BENNETT EL, BROOKS TM, HEATH A, HEDGES S, HILTON-TAYLOR C, HOFFMANN M, HOCHKIRCH A, JENKINS R, KEITH DA, LONG B, MALLON DP, MEIJAARD E, MILNER-GULLAND EJ, RODRIGUEZ JP, STEPHENSON PJ, STUART SN, YOUNG RP, ACEBES P, ALFARO-SHIGUETTO J, ALVAREZ-VLARE S, ANDRIANTSIMANARILAFY RR, ARBETMAN M, ACAT C, BACCHETTA G, BADO-LA R, BARCELOS LMD, BARREIROS JP, BASAK S, BOUGHTON RK, BROCKMANN HJ, BUCKLEY HJ, BURFIELD IJ, BURTON J, CHAMACHO-BADANI T, CANO-ALONSO LS, CARMICHAEL RH, CARRERO C, CARROLL JP, CATSADORAKIS G, CHAPPLE DG, CHAPRON G, CHOWDHURY GW, CLAASSENS L, COGONI D, CONSTANTINE R, CRAIG CA, CUNNINGHAM AA, DAHAL N, DALTRY JC, DAS GC, DASGUPTA N, DAVEY A, DAVIES K, DEVELEY P, ELANGOVAN V, FAIRCLOUGH D, FEBBRARO MD, FENU G, FERNANDES FM, FERNANDEZ EP, FINUCCI B, FÖLDESI R, FOLEY CM, FORD M, FORSTNER MRJ, GARCIA N, GARCIA-SANDOVAL R, GARDNER PC, GARI-BAY-ORIJEL R, GATAN-BALBAS M, GAUTO I, GHAZI MGU, GODFREY SS, GOLLOCK M, GONZÁLEZ BA, GRANT TD, GRAY T, GREGORY AJ, GRUNSVEN RHA VAN, GRYZENHOUT M, GUERNSEY NC, GUPTA G, HAGEN C, HAGEN CA, HALL MB, HALLERMANN E, HARE K, HART T, HARTDEGEN R, HARVEY-BROWN Y, HATFIELD R, HAWKE T, HERMES C, HICHTMOUGH R, HOFFMANN PM, HOWARTH C, HUDSON MA, HUSSAIN SA, HUVENEERS C, JACQUES H, JORGENSEN D, KATDARE S, KATSIS LKD, KAUL R, KAUNDA-ARA B, KEITH-DIAGNE L, KRAUS DT, LIMA TM DE, LINDEMAN K, LINSKY J, LIUS JR EL, LOY A, LUGHADHA EN, MANGEN JC, MARINARI PE, MARTIN GM, MARTINELLI G, MCGOWAN PJK, MCINNES A, MENDES ETB, MILLARD MJ, MIRANDE C, MONEY D, MONKS JM, MORALES CL, MUMU NN, NEGRAO R, NGUYEN AH, NILOY MNH, NORBURY GL, NORDMEYER C, NORRIS D, O'BRIEN M, ODA GA, ORSENIGO S, OUTERBRIDGE ME, PASACHNIK S, PÉREZ-JIMÉNEZ JC, PIKE C, PILKINGTON F, PLUMB G, PORTELA R DE CQ, PROHASKTA A, QUINTANA MG, RAKOTONDRAO EF, RANGLACK DH, RANKOU H, RAWAT AP, REARDO JT, RHEINGANTZ ML, RICHTER SC, RIVERS MC, ROGERS LR, ROSA P DA, ROSE P, ROYER E, RYAN C, SADOVY DE MICHESON YJ, SALMON L, SALVADOR CH, SAMWAYS MJ, SANJUAN T, SANTOS AS DOS, SASAKI H, SCHUTZ E, SCOTT HA, SCOTT RM, SERENA F, SHARMA SP, SHUEY JA, SILVA CJP, SIMAIKA JP, SMITH DR, SPAET JLY, SULTANA S, TALUKDAR BK, TATAYAH V, THOMAS P, TRIANGALI A, TRINH-DINH H, TUBOI C, USMANI AA, VASCO-PALACIOS AM, VIÉ J-C, VIRENS J, WALKER A, WALLACE B, WALLER LJ, WANG H, WEARN OR, WEERD M VAN, WEIGMANN S, WILLCOX D, WOJNARSKI J, YONG JWH & YOUNG S (2021) Testing a global standard for quantifying species recovery and assessing conservation impact. *Conservation Biology* DOI: 10.1111/cobi.13756.
- GREENER MS, VERBRUGGHE E, KELLY M, BLOOI M, BEUKEMA W, CANESSA S, CARRANZA S, CROUBELS S, DE TROYER N, FERNANDEZ-GIBERTEAU D, GOETHALS P, LENS L, LI Z, STEGEN G, STRUBBE D, VAN LEEUWENBERG R, VAN PRAET S, VILA-ESCALE M, VERVAEKE M, PASMANS F & MARTEL A (2020) Presence of low virulence chytrid fungi could protect European amphibians from more deadly strains. *Nature Communications* 11: 5393.
- HACC (2004) Guidelines for use of live amphibians and reptiles in field and laboratory research. Herpetological Animal Care and Use Committee of the American Society of Ichthyologists and Herpetologists, 2nd Ausgabe. <https://asih.org/sites/default/files/documents/resources/guidelinesherpsresearch2004.pdf>
- HAWKES P, MARANTELLI G, MTUI D, NEWMARK B, PESSIER A, SHILLA D & WELDON C (2008) Cause of decline. In: CBSG (Ed) Population and habitat viability assessment for the Kihansi spray toad. IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group, Apple Valley, USA.
- HENDRIX R, SCHMIDT BR, SCHAUB M, KRAUSE ET & STEINFARTZ S (2017) Differentiation of movement behaviour in an adaptively diverging salamander population. *Molecular Ecology* 26: 6400-6413.

- HOLLIS GJ (2004) Ecology and conservation biology of the Baw Baw frog *Phyllorhina frosti* (Anura: Myobatrachidae): distribution, abundance, auto-ecology and demography. Doktorarbeit, Department of Zoology, University of Melbourne, Australien.
- HOLLIS GJ (2011) National Recovery Plan for the Baw Baw Frog *Phyllorhina frosti*. Department of Sustainability and Environment, Melbourne, Australien.
- HONIGS S, PELZER B & MESSING M (2021) Die Geschichte des Frosches mit der viel zu großen Jacke der Titicaca-Riesenfrosch (*Telmatobius culeus*) und die Amphibienkrise. *Elaphe* 6/2021: 12-23.
- HUDSON MA, GRIFFITHS RA, MARTIN L, FENTON C, ADAMS S-L, BLACKMAN A, SULTON M, PERKINS MW, LOPEZ J, GARCIA G, TAPLEY B, YOUNG RP & CUNNINGHAM AA (2019) Reservoir frogs: seasonality of *Batrachochytrium dendrobatidis* infection in robber frogs in Dominica and Montserrat. *PeerJ* 7: e7021.
- IUCN (2014) IUCN species survival commission guidelines on the use of ex situ management for species conservation, Version 2.0. IUCN Species Survival Commission, Gland, Switzerland.
- IUCN (2021) The IUCN Red List of threatened species 2021-2. <https://www.iucnredlist.org/> Letzter Abruf 9.11.2021.
- JACKEN A, RÖDDER D & ZIEGLER T (2020) Amphibians in zoos: a global approach on distribution patterns of threatened amphibians in zoological collections. *International Zoo Yearbook* 54: 1-19.
- JOHNSON ML & SPEARE R (2005) Possible modes of dissemination of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis* in the environment. *Diseases of Aquatic Organisms* 65: 181-186.
- KALEZI ML, DŽUKI G, DJUROVI A & ALEKSI I (2000) Body size, age and sexual dimorphism in the genus *Salamandra*. A study of the Balkan species (Amphibia, Urodela, Salamandridae). *Spixiana* 23: 283-292.
- KÄSTLE W (1986) Rival combats in *Salamandra salamandra*. 525-528. In: Roček Z (Ed.): *Studies in Herpetology*. Charles University, Prag, Czech Republic.
- KELLY M, PASMANS F, MUÑOZ JF, SHEA TP, CARRANZA S, CUOMO CA & MARTEL A (2021) Diversity, multifaceted evolution, and facultative saprotrophism in the European *Batrachochytrium salamandrivorans* epidemic. *Nature Communications* 12:6688.
- KILBURN VL, IBÁÑEZ R & GREEN DM (2011) Reptiles as potential vectors and hosts of the amphibian pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* in Panama. *Diseases of Aquatic Organisms* 97: 127-134.
- KARLSDOTTIR B, KNIGHT AT, JOHNSON K & DAWSON J (2021) Lessons from practitioners for designing and implementing effective amphibian captive breeding programmes. *Oryx* 55: 382-392.
- KOLBY JE, RAMIREZ SD, BERGER L, RICHARDS-HRDLIČKA KL, JOCQUE M & SKERRATT LF (2015a) Terrestrial dispersal and potential environmental transmission of the amphibian chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*). *PLoS ONE* 10: e0125386.
- KOLBY JE, RAMIREZ SD, BERGER L, GRIFFIN DW, JOCQUE M & SKERRATT LF (2015b) Presence of amphibian chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*) in rainwater suggests aerial dispersal is possible. *Aerobiologia* 31: 411-419.
- KOSCH TA, SILVA CNS, BRANNELLY LA, ROBERTS AA, LAU Q, MARANTELLI G, BERGER L & SKERRATT LF (2019) Genetic potential for disease resistance in critically endangered amphibians decimated by chytridiomycosis. *Animal Conservation* 22: 238-250.
- KÜHNEL K-D, GEIGER A, LAUFER H, PODLOUCKY R & SCHLÜPMANN M (2009) Rote Liste und Gesamtartenliste der Lurche (Amphibia) Deutschlands. *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 70: 259-288.
- KUENEMAN JG, BLETZ MC, MCKENZIE VJ, BECKER CG, JOSEPH MB, ABARCA JG, ARCHER H, ARELLANO AL, BATAILLE A, BECKER M, BELDEN LK, CROTTINI A, GEFFERS R, HADDAD CFB, HARRIS RN, HOLDEN WM, HUGHEY M, JAREK M, KEARNS PJ, KERBY JL, KIELGAST J, KURABAYASHI A, LONGO AV, LOUDON A, MEDINA D, NUÑEZ JJ, PERL RGB, PINTO-TOMÁS A, RABEMANANJARA FCE, REBOLLAR EA, RODRÍGUEZ A, ROLLINS-SMITH L, STEVENSON R, TEBBE CC, VARGAS ASENSIO G, WALDMAN B, WALKER JB, WHITFIELD SM, ZAMUDIO KR, ZÚÑIGA CHAVES I, WOODHAMS DC & VENCES M (2019) Community richness of amphibian bacteria correlates with bioclimate at the global scale. *Nature Ecology and Evolution* 3: 381-389.
- LAMMENS L, MARTEL A & PASMANS F (2021) Application of disinfectants for environmental control of a lethal amphibian pathogen. *Journal of Fungi* 7: 406.
- LAKING AE, NGO HN, PASMANS F & NGUYEN TT (2017) *Batrachochytrium salamandrivorans* is the predominant chytrid fungus in Vietnamese salamanders. *Scientific Reports* 7: 44443.
- LAKING AE, LI Z, GOOSSENS E, MINARRO M, BEUKEMA W, LENS L, BONTE D, VERHEYEN K, PASMANS F & MARTEL A (2021) Salamander loss alters litter decomposition dynamics. *Science of the Total Environment* 776: 145994.
- LEE S, ZIPPEL K, RAMOS L & SEARLE J (2006) Captive-breeding programme for the Kihansi spray toad *Nectophrynoides asperginis* at the Wildlife Conservation Society, Bronx, New York. *International Zoo Yearbook* 40: 241-253.
- LEES C, McFADDEN M & HUNTER D (2013) Genetic management of southern corroboree frogs: Workshop report and plan. IUCN SSC Conservation Breeding Specialist Group, Apple Valley, USA.
- LIEBERS V, RAULF M & BAUR X (1991) Allergien auf rote Mückenlarven. Beispiel für eine Fehlregulation des Immunsystems. *Biologie in unserer Zeit* 21: 313-315.
- LIEW N, MAZON MOYA MJ, WIERBICKI CJ, HOLLINSHEAD M, DILLON MJ, THORNTON CR, ELLISON A, CABLE J, FISHER MC & MOSTOWY S (2017) Chytrid fungus infection in zebrafish demonstrates that the pathogen can parasitize non-amphibian vertebrate hosts. *Nature Communications* 8: 15048.
- LÖTTERS S, VEITH M, WAGNER N, MARTEL A & PASMANS F (2020a) *Bsal*-driven salamander mortality pre-dates the European outbreak. *Salamandra* 56: 239-242.
- 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 (2020b) The amphibian pathogen *Batrachochytrium salamandrivorans* in the hotspot of its European invasive range: past – present – future. *Salamandra* 56: 173-188.
- MALKMUS R & DEHLING M (2019) Giftspritzen – eine Abwehrstrategie des Feuersalamanders. *Feldherpetologisches Magazin* 12: 10-13.
- MALKMUS R & VÖLKL W (2019) Feuersalamander *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758). 134-142. In: ANDRÁ E, ASSMANN O, DÜRST T, HANSBAUER G & ZAHN A (Ed) *Amphibien und Reptilien in Bayern*. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, Deutschland.
- MARTEL A, SPITZEN-VAN DER SLUIJS A, BLOOI M, BERT W, DUCATTELLE R, FISHER MC, WOELTJES A, BOSMAN W, CHIERS K, BOSSUYT F & PASMANS F (2013) *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 110: 15325-15329.
- MARTEL A, VILA-ESCALE M, FERNÁNDEZ-GBERTEAUT D, MARTINEZ-SILVESTRE A, CANNESIA S, VAN PRAET S, PANNON P, CHIERS K, FERRAN A, KELLY M, PICART M, PIULATS D, LI Z, PAGONE V, PÉREZ-SORRIBES L, MOLINA C, TARRAGÓ-GUARRO A, VELARDE-NIETO R, CARBONELL F, OBON E, MARTÍNEZ-MARTÍNEZ D, GUINART D, CASANOVAS R, CARRANZA S & PASMANS F (2020) Integral chain management of wildlife diseases. *Conservation Letters* 13: e12707.
- MADSEN T, LOMAN J, ANDERBERG L, ANDERBERG H, GEORGES A & UJVARI B (2020) Genetic rescue restores long-term viability of an isolated population of adders (*Vipera berus*). *Current Biology* 30: R1297-R1299.
- McFADDEN M, HOBBS R, MARANTELLI G, HARLOW P, BANKS C & HUNTER D (2013) Captive management and breeding of the Critically Endangered Southern Corroboree Frog (*Pseudophryne corroboree*) (Moore 1953) at Taronga and Melbourne Zoos. *Amphibian and Reptile Conservation* 5: 70-87.
- McFADDEN MS, GILBERT D, BRADFIELD K, EVANS M, MARANTELLI G & BYRNE P (2018) The role of ex situ amphibian conservation in Australia. 125-140. In: HEATWOLE H & ROWLEY J (Ed) *Status of conservation and decline of amphibians; Australia, New Zealand, and Pacific Island*. CSIRO Publishing, Australia.

- McMAHON TA, BRANNELLY LA, CHATFIELD MWH, JOHNSON PTJ, JOSEPH MB, MCKENZIE VJ, RICHARDS-ZAWACKI CLR, VENESKY MD & ROHR JR (2013) Chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* has nonamphibian hosts and releases chemicals that cause pathology in the absence of infection. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 110: 210-215.
- MICHAELS CJ, ANTWIS RE & PREZIOSI RF (2014) Manipulation of the calcium content of insectivore diets through supplementary dusting. *Journal of Zoo and Aquarium Research* 2: 77-81.
- MICHAELS CJ, FERGUSON A, MCKENDRY D, NEWTON-YOUEMS J / WHATLEY C (2021) Failure to improve calcium content of earthworms (*Dendrobaena veneta*) through three methods of gut-loading. *Journal of Zoo and Aquarium Research* 9: 134-138.
- MURRAY K, SKERRATT L, MARANTELLI G, BERGER L, HUNTER D, MAHONY M & HINES H (2011) Guidelines for minimising disease risks associated with captive breeding, raising and restocking programs for Australian frogs. A report for the Australian Government Department of Sustainability, Environment, Water, Population and Communities, Canberra, Australien.
- NAHONYO CL, GOBORO EM, NGALASON W, MUTAGWABA S, UGOMBA RS, NASORO M & NKOMBE ES (2017) Conservation efforts of Kihansi spray toad *Nectophrynoides asperginis*: Its discovery, captive breeding, extinctions in the wild and re-introduction. *Tanzanian Journal of Science* 43: 23-35.
- NAHONYO CL, GOBORO EM, UGOMBA RS, NKOMBE ES, MUTAGWABA S, ADAM H, KIMERA JI, KALENGA P & NGALASON W (2019) Management and population status of Kihansi spray toad *Nectophrynoides asperginis* in captive breeding facilities in Tanzania. *Tanzania Journal of Science* 45: 559-569.
- NGUYEN TT, NGUYEN TV, ZIEGLER T, PASMANS F & MARTEL A (2017) Trade in wild anurans vectors the urodelan pathogen *Batrachochytrium salamandrivorans* into Europe. *Amphibia-Reptilia* 38: 554-556.
- O'HANLON SJ, RIEUX A, FARRERRA, WALDMAN B, BATAILLE A, KOSCH TA, MURRAY KA, BRANKOVICS B, FUMAGALLI M, MARTIN MD, WALES N, ALVARADO-RYBAK M, BATES KA, BERGER L, BÖLL S, BROOKES L, CLARE F, COURTOIS EA, CUNNINGHAM AA, DOHERTY-BONE TM, GOSH P, GOWER DJ, HINTZ W, HÖGLUND J, JENKINSON, TS, LIN C-F, LAURILA A, LOYAU A, MARTEL A, MEURLING S, MIAUD C, MINTING P, PASMANS F, SCHMELLER DS, SCHMIDT BR, SHELTON JG, SKERRATT LF, SMITH F, SOTO-AZAT C, SPAGNOLETTI M, TESSA G, TOLEDOA LF, VALENZUELA-SÁNCHEZ A, VERSTER R, VÖROS J, WEBB RJ, WIERZBICKI C, WOMBWELL E, ZAMUDIO KR, AANENSEN DM, JAMES TY, GILBER MTP, WELDON C, BOSCH J, BALLOUX F, GARNER TWJ & FISHER MC (2018) Recent Asian origin of chytrid fungi causing global amphibian declines. *Science* 360: 621-627.
- OHST T, GRÄSER Y, MUTSCHMANN F & PLÖTNER J (2011) Neue Erkenntnisse zur Gefährdung Europäischer Amphibien durch den Hautpilz *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Zeitschrift für Feldherpetol* 18: 1-17.
- 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.
- PAINÉ FL, MILLER JD, CRAWSHAW G, JOHNSON B, LACY R, SMITH CF & TOLSON PJ (1989) Status of the Puerto Rican crested toad. *International Zoo Yearbook* 28: 53-58.
- PARKER JM (2000) Habitat use and movement of the Wyoming toad (*Bufo baxteri*): A Study of wild juvenile, adult and released captive-raised toads. M.S., Department of Zoology and Physiology, University of Wyoming . Laramie, WY, USA.
- PASMANS F, BOGAERTS S, JANSSEN H & SPARREBOOM M (2014) Molche und Salamander halten und züchten. *Natur und Tier - Verlag, Münster, Deutschland.*
- PASMANS F, BOGAERTS S, MARTEL A (2016) Eine Froschzucht zur Ernährung von Reptilien und Amphibien: der Gemalte Scheibenzüngler (*Discoglossus pictus*). *Elaphe/Terraria* 6/2016: 34-38.
- PESSIER AP & MENDELSON III JR (2017) A manual for control of infectious diseases in amphibian survival assurance colonies and reintroduction programs, Version 2.0. IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group, Apple Valley, MN, USA.
- POYNTON JC, HOWELL KM, CLARKE BT & LOVETT JC (1998) A critically endangered new species of *Nectophrynoides* (Anura: Bufonidae) from the Kihansi Gorge, Udzungwa Mountains, Tanzania. *African Journal of Herpetology*: 59-67.
- PREISSLER K (2020) Population genomics delineate conservation units of the fire salamander (*Salamandra salamandra*) in the face of an expanding pathogen. Kapitel 2, unveröffentlichte Doktorarbeit, Universität Leipzig, Deutschland.
- PRINCÉE FPG (1995) Overcoming the constraints of social structure and incomplete pedigree data through low-intensity genetic management. 124-154. In: Ballou JD Gilpin M & Foose TJ (Ed) Population management for survival and recovery: analytical methods and strategies in small population conservation. *Methods and cases in conservation science series*. Columbia University Press, New York, USA.
- RAUHAUS A & ZIEGLER T (2021) 3.22 *Tylototriton vietnamensis* Böhme, Schöttler, Nguyen & Köhler, 2005 – Vietnamesischer Krokodilmolch. 212-225. In: Grosse W-R (Ed) *Mertensiella 30: Gefährdete Molch- und Salamanderarten – Richtlinien für Erhaltungszuchten Band 3.*
- REBELO R & LECLAIR MH (2003) Site tenacity in the terrestrial salamandrid *Salamandra salamandra*. *Journal of Herpetology* 37: 440-445.
- RUA AA, KHATIBU FH, KOHI EM & MUHETO R (2011) Status and reintroduction of the Kihansi spray toad *Nectophrynoides asperginis* in Kihansi gorge: challenges and opportunities. *Proceedings of the 7th TAWIRI Scientific Conference*: 11-20.
- ROTE-LISTE-GREMIUM AMPHIBIEN UND REPTILIEN (2020) Rote Liste und Gesamtartenliste der Amphibien (Amphibia) Deutschlands. *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 170.
- SABINO-PINTO K, BLETZ M, HENDRIX R, PERL RGB, MARTEL A, PASMANS F, LÖTTERS S, MUTSCHMANN F, SCHMELLER DS, SCHMIDT BR, VEITH M, WAGNER N, VENCES M & STEINFARTZ S (2015) First detection of the emerging fungal pathogen *Batrachochytrium salamandrivorans* in Germany. *Amphibia-Reptilia* 36: 411-416.
- SABINO-PINTO J, BLETZ MC, ISLAM MM, SHIMIZU NS, BHUJU S, GEFFERS R, JAREK M, KURABAYASHI A & VENCES M (2016) Composition of the cutaneous bacterial community in Japanese amphibians: effects of captivity, host species, and body region. *Microbial Ecology* 72: 460-469.
- SANCHEZ E, BLETZ MC, BUNTSCH L, BHUJU S, GEFFERS R, JAREK M, DOHRMANN AB, TEBBE CC, STEINFARTZ S & VENCES M (2017) Cutaneous bacterial communities of a poisonous salamander: a perspective from life stages, body parts and environmental conditions. *Microbial Ecology* 73: 455-465.
- SANDVOSS M, WAGNER N, LÖTTERS S, FELDMIEIER S, SCHULZ V, STEINFARTZ S & VEITH M (2020) Spread of the pathogen *Batrachochytrium salamandrivorans* and large-scale absence of larvae suggest unnoticed declines of the European fire salamander in the southern Eifel Mountains. *Salamandra* 56: 215-226.
- SCHEELE BC, PASMANS F, SKERRATT LF, BERGER L, MARTEL A, BEUKEMA W, ACEVEDO AA, BURROWES PA, CARVALHO T, CATENAZZI A, DE LA RIVA I, FISHER MC, FLECHAS SV, FOSTER CN, FRÍAS-ALVAREZ P, GARNER TWJ, GRATWICKE B, GUAYASAMIN JM, HIRSCHFELD M, KOLBY JE, KOSCH TA, LA MARCA E, LINDENMAYER DB, LIPS KR, LONGO AV, MANEYRO R, McDONALD CA, MENDELSON III J, PALACIOS-RODRIGUEZ P, PARRA-OLEA G, RICHARDS-ZAWACKI CL, RÖDEL M-O, ROVITO SM, SOTO-AZAT C, TOLEDO LF, VOYLES J, WELDON C, WHITFIELD SM, WILKINSON M, ZAMUDIO KR & CANESSA S (2019) Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity. *Science* 363: 1459-1463.
- SCHAEFFERS BR, EDWARDS DP, DIEMOS A, WILLIAMS SE & EVANS TA (2013) Microhabitats reduce animal's exposure to climate extremes. *Global Change Biology* 20: 495-503.
- SCHLOEGEL LM, TOLEDO LF, LONGCORE JE, GREENSPAN SE, VIEIRA CA, LEE M, ZHAO S, WANGEN C, FERREIRA CM, HIPOLITO M, DAVIES AJ, CUOMO CA, DASZAK P & JAMES TY (2012) Novel, panzootic and hybrid genotypes of amphibian chytridiomycosis associated with the bullfrog trade. *Molecular Ecology* 21: 5162-5177.

- SCHLÜPMANN M & VEITH M (2020) Feuersalamander (*Salamanca salamandra*). 34-35. In: ROTE-LISTE-GREMIUM AMPHIBIEN UND REPTILIEN: Rote Liste und Gesamtartenliste der Amphibien (Amphibia) Deutschlands. Naturschutz und Biologische Vielfalt 170.
- SCHMIDT BR, FELDMANN R & SCHAUB M (2004) Demographic processes underlying population growth and decline in *Salamanca salamandra*. *Conservation Biology* 19: 1149-1156.
- SCHMIDT BR, SCHAUB M & STEINFARTZ S (2007) Apparent survival of the salamander *Salamanca salamandra* is low because of high migratory activity. *Frontiers in Zoology* 4: 19
- SCHMELLER DS, UTZEL R, PASMANS F & MARTEL A (2020) *Batrachochytrium salamandrivorans* kills alpine newts (*Ichthyosaura alpestris*) in southernmost Germany. *Salamanca* 56: 230-232.
- SCHORN S & KWET A (2010) Feuersalamander, *Salamanca algira*, *Salamanca corsica*, *Salamanca infraimmaculata*, *Salamanca salamandra* – Lebensweise, Haltung, Nachzucht. *Nature und Tier – Verlag, Münster, Deutschland*.
- SCHULZ V, SCHULZ A, KLAMKE M, PREISSLER K, SABINO-PINTO J, MÜSKEN M, SCHLÜPMANN M, HELDT L, KAMPRAD F, ENSS J, SCHWEINSBERG M, VIRGO J, RAU H, VEITH M, LÖTTERS S, WAGNER N, STEINFARTZ S & VENCES M (2020) *Batrachochytrium salamandrivorans* in the Ruhr district, Germany: history, distribution, decline dynamics and disease symptoms of the salamander plague. *Salamanca* 56: 189-214.
- SCOTT PA, ALLISON LJ, FIELD KJ, AVERILL-MURRAY RC & SHAFFER B (2020) Individual heterozygosity predicts translocation success in threatened desert tortoises. *Science* 370: 1086-1089.
- SEGELBACHER G & HOLDEREGGER R (2016) Genetische Vielfalt. 25-42. In: Holderegger R & Segelbacher G (Ed) *Naturschutzgenetik, Ein Handbuch für die Praxis*. Haupt Verlag, Bern, Schweiz.
- SEIDEL U & GERHARDT P (2016) Die Gattung *Salamanca*. *Frankfurter Beiträge zur Naturkunde* 63. Edition Chimaira, Frankfurt am Main, Deutschland.
- SEIDEL U & GERHARDT P (2021) 3.14 *Salamanca salamandra* (Linnaeus, 1758) - Feuersalamander. 136-149. In: GROSSE W-R (Ed) *Mertensiella 30: Gefährdete Molch- und Salamanderarten – Richtlinien für Erhaltungszuchten Band 3*.
- SEIFERT D (1991) Untersuchungen an einer ostthüringischen Population des Feuersalamanders (*Salamanca salamandra*). *Artenschutzreport* 1: 1-16.
- SHI H, WEN Z, PAULL D & GUO M (2016) A framework for quantifying the thermal buffering effect of microhabitats. *Biological Conservation* 204: 175-180.
- SILVA S, MATZ L, ELMASSRY MM & SAN FRANCISCO MJ (2019) Characteristics of monolayer formation in vitro by the chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Biofilm* 2019: 100009.
- SMILANSKY V, JIRK M, MILNER DS, IBAÑEZ R, GRATWICKE B, NICHOLLS A, LUKES J, CHAMBOUVET A & RICHARDS TA (2021) Expanded host and geographic range of tadpole associations with the Severe Perkinsea Infection group. *Biology Letters* 17: 20210166.
- SMITH HK, PASMANS F, DHAENENS M, DEFORCE D, BONTE D, VERHEYEN K, LENS L & MARTEL A (2018) Skin mucosome activity as an indicator of *Batrachochytrium salamandrivorans* susceptibility in salamanders. *PLoS ONE* 13: e0199295.
- SMITH RK, MEREDITH H & SUTHERLAND WJ (2020) Amphibian Conservation. 9-64. In: Sutherland WJ, Dicks LV, Petrovan SO & Smith RK (Ed) *What Works in Conservation*. Open Book Publishers, Cambridge, UK.
- SPITZEN A, STARK T, RAUHAUS A, ZIEGLER T, PREISSLER K, BOGAERTS S, STEINFARTZ S & LÖTTERS S (2018) Collaboration for fire salamander conservation. *Aark Newsletter* 45: 9-11.
- SPITZEN-VAN DER SLUIJS A, SPIKMANS F, BOSMAN W, DE ZEEUW M, VAN DER MEIJ T, GOVERSE E, KIK M, PASMANS F & MARTEL A (2013) Rapid enigmatic decline drives the fire salamander (*Salamanca salamandra*) to the edge of extinction in the Netherlands. *Amphibia-Reptilia* 34: 233-239.
- SPITZEN-VAN DER SLUIJS A, MARTEL A, ASSELBERGHS J, BALES EK, BEUKEMA W, BLETZ MC, DALBECK L, GOVERSE E, KERRES A, KINET T, KIRST K, LAUDELOUT A, MARIN DA FONTE LF, NÖLLERT A, OHLHOFF D, SABINO-PINTO J, SCHMIDT BR, SPEYBROECK J, SPIKMANS F, STEINFARTZ S, VEITH M, VENCES M, WAGNER N, PASMANS F & LÖTTERS S (2016) Expanding distribution of lethal amphibian fungus *Batrachochytrium salamandrivorans* in Europe. *Emerging Infectious Diseases* 22: 1286-1288.
- SPITZEN-VAN DER SLUIJS A, STEGEN G, BOGAERTS S, CANESSA S, STEINFARTZ S, JANSSEN N, BOSMAN W, PASMANS F & MARTEL A (2018) Post-epizootic salamander persistence in a disease-free refugium suggests poor dispersal ability of *Batrachochytrium salamandrivorans*. *Scientific Reports* 8: 3800.
- STEGEN G, PASMANS F, SCHMIDT BR, ROUFFAER LO, VAN PRAET S, SCHAUB M, CANESSA S, LAUDELOUT A, KINET T, ADRIAENSEN C, HAESBROUCK F, BERT W, BOSUYT F & MARTEL A (2017). Drivers of salamander extirpation mediated by *Batrachochytrium salamandrivorans*. *Nature* 544: 353-356.
- STEINFARTZ S, STEMSHORN K, KUESTERS D & TAUTZ D (2006) Patterns of multiple paternity within and between annual reproduction cycles of the fire salamander (*Salamanca salamandra*) under natural conditions. *Journal of Zoology* 268: 1-8.
- STEPHENSON PJ, WORKMAN C, GRACE MK & LONG B (2019) Testing the IUCN Green List of species. *Oryx* 54: 10-11.
- SUTHERLAND WL, PULLIN AS, DOLMAN PM & KNIGHT TM (2004) The need for evidence-based conservation. *Trends in Ecology and Evolution* 19: 305-308.
- TALLMON DA, LUIKART G & WAPLES RS (2004) The alluring simplicity and complex reality of genetic rescue. *Trends in Ecology and Evolution* 19: 489-496.
- TAYLOR SK, WILLIAMS ES, THORNE ET, MILLS KW, WITHERS DI & PIER AC (1999) Cases of mortality of the Wyoming toad. *Journal of Wildlife Diseases* 35: 49-57.
- 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. *Salamanca* 56: 227-229.
- THIESMEIER B (2004) *Der Feuersalamander*. Laurenti Verlag, Bielefeld, Deutschland.
- THIESMEIER B & GROSSENBACHER K (2004) *Salamanca salamandra* (Linnaeus, 1758) Feuersalamander. 1059-1132. In: THIESMEIER B & GROSSENBACHER K (Ed) *Handbuch der Reptilien und Amphibien Europas, Band 4/IIB: Schwanzlurche (Urodela) IIB*. Aula Verlag, Wiebelsheim, Deutschland.
- THOMAS V, WANG Y, VAN ROOIJ P, VERBRUGGE E, BALÁZ V, BOSCH J, CUNNINGHAM A, FISHER MC, GARNER TWJ, GILBERT MJ, GRASSELLI E, KINET T, LAUDELOUT A, LÖTTERS S, LOYAU A, MIAUD C, SALVIDIO S, SCHMELLER DS, SCHMIDT BR, SPITZEN-VAN DER SLUIJS A, STEINFARTZ S, VEITH M, VENCES M, WAGNER N, CANESSA S, MARTEL A & PASMANS F (2019) Mitigating *Batrachochytrium salamandrivorans* in Europe. *Amphibia-Reptilia* 40: 265-290.
- UMBERS KDL, RILEY JL, KELLY MJB, TAYLOR-DALTON G, LAWRENCE JP, BYRNE PG (2019) Educating the enemy: Harnessing learned avoidance behavior in wild predators to increase survival of reintroduced southern corroboree frogs. *Conservation Science and Practice* 2: e139.
- USFWS (2002) Wyoming Field Office Annual Wyoming Toad Report FY 02. United States Fish and Wildlife Service, USA.
- USFWS (2020) Draft revised recovery plan for the Houston toad (*Anaxyrus [=Bufo] houstonensis*). U.S. Fish and Wildlife Service, Albuquerque, New Mexico, USA.
- VALBUENA-UREÑA E, SOLER-MEMBRIVES A, STEINFARTZ S, ALONSO M, CARBONELL F, LARIOS-MARTÍN R, OBON E & CARRANZA S (2017) Getting off to a good start? Genetic evaluation of the ex situ conservation project of the Critically Endangered Montseny brook newt (*Calotriton arnoldi*). *PeerJ* 5: e3447.

- 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: e0186269.
- VEITH M (1992) The fire salamander, *Salamandra salamandra* L., in central Europe: subspecies distribution and intergradation. Amphibia-Reptilia 13: 297-313.
- VENCES M, LYRA ML, KUENEMAN JG, BLETZ MC, ARCHER HM, CANITZ J, HANDRECK S, RANDRIANIAINA R-D, STRÜCK U, BHUJU S, JAREK M, GEFFERS R, MCKENZIE VJ, TEBBE CC, HADDAD CFB & GLOS J (2016) Gut bacterial communities across tadpole ectomorphs in two diverse tropical anuran faunas. Naturwissenschaften 103: 25.
- VOGLER RE, BELTRAMINO AA, PESO JG & RUMI A (2014) Threatened gastropods under the evolutionary genetic species concept: redescription and new species of the genus *Aylacostoma* (Gastropoda: Thiaridae) from High Paraná River (Argentina-Paraguay). Zoological Journal of the Linnean Society 172: 501-520.
- VOGLER RE, BELTRAMINO AA, STRONG EE, PESO JG & RUMI A (2015) A phylogeographical perspective on the ex situ conservation of *Aylacostoma* (Thiaridae, Gastropoda) from the High Paraná River (Argentina-Paraguay). Zoological Journal of the Linnean Society 174: 487-499.
- WANG Y, VERBRUGGHE E, MEURIS L, CHIERS K, KELLY M, STRUBBE D, CALLEWART N, PASMANS F & MARTEL A (2021a) Epidermal galactose spurs chytrid virulence and predicts amphibian colonization. Nature Communications 12: 5788.
- WANG Y, SMITH HK, GOOSSENS E, HERTZOG L, BLETZ MC, BONTE D, VERHEYEN K, LENS L, VENCES M, PASMANS F & MARTEL A (2021b) Diet diversity and environment determine the intestinal microbiome and bacterial pathogen load of fire salamanders. Scientific Report 11: 20493.
- WEEKS AR, HEINZE D, PERRIN L, STOKLOSA J, HOFFMANN AA, VAN ROOYEN A, KELLY T & MANSERGH I (2017) Genetic rescue increases fitness and aids rapid recovery of an endangered marsupial population. Nature Communications 8: 1071.
- WELDON C, CHANNING A, MISINZO G & CUNNINGHAM AA (2020) Disease driven extinction in the wild of the Kihansi spray toad, *Nectophrynoides asperginis*. African Journal of Herpetology 69: 151-164.
- WHITELEY AR, FITZPATRICK SW, FUNK WC & TALLMON DA (2015) Genetic rescue to the rescue. Trends in Ecology and Evolution 30: 42-49.
- YANNIC G, HELFER V, SERMIER R, SCHMIDT BR & FUMAGALLI L (2021) Fine scale genetic structure in fire salamanders (*Salamandra salamandra*) along a rural-to-urban gradient. Conservation Genetics 22: 275-292.
- ZAHN A & ENGLMAIER I (2005) Der Feuersalamander (*Salamandra salamandra*) in Südbayern. Zeitschrift für Feldherpetologie 12: 242-249.
- ZIEGLER T, RAUHAUS A, NIGGEMANN C & NICOLAUDIUS J (2020) Developing a conservation breeding network for threatened Vietnamese Crocodile Newts. AArk Newsletter 52: 9-12.

10) ANHÄNGE

10.1) CHECKLISTE FÜR EX-SITU-ERHALUNGSPROGRAMM

Tabelle A1: Zentrale Punkte, die bei der Ex-situ-Haltung von Feuersalamandern berücksichtigt werden müssen.

Kategorie	Details	Kapitel
Ressourcen	Genügend finanzielle und personelle Ressourcen vorhanden?	4.14 4.15 5.6.3 ⁽¹⁾
Juristisches	Rechtliche Aspekte (für Entnahme, Standort & Untersuchungen) geklärt?	4.11
Gründertiere	Kommen alle Individuen aus einer Conservation Unit / Population?	4.1 5.6.1 ⁽¹⁾
	Wie werden Individuen ausgewählt?	4.1
	„Alle rein, alle raus“ Quarantäne vorbereitet?	4.2.1
	Veterinärmedizinische Untersuchungen geplant?	4.2.2 4.2.3 4.3
	Umgang mit potentiell <i>Bsal</i> -positiven Tieren geklärt?	4.2.2
	Genetische Untersuchungen geplant?	4.1 5.2
	Transporte geplant?	⁽²⁾
Haltungssystem	Systematisiert, naturnah, Freiland: Eines oder mehrere? Für jeweils wie viele Tiere?	4.4
	Alle notwendigen Materialien verfügbar?	4.4
	Futtermittel regelmäßig verfügbar? Protokolle erstellt?	4.6
	Biosecurity / Handling gesichert? Protokolle erstellt?	4.7
Zucht	Generell ja oder nein?	4.8
	Paarungen zulassen? Mit mehreren Tieren? In welchen Intervallen? ⁽³⁾	4.4.5
	Jungtiere aufziehen – ja oder nein?	4.4.5 4.8 4.1.1
	Wenn ja, bis zu welchem Stadium? Wie wird ausgewählt? Was passiert mit überzähligen Tieren	4.4.5 4.8 4.11
	Nach welchem Schema wird gemanagt?	5.5
Populationsmanagement	Wie werden Zuchtgruppen zusammengestellt?	4.4.5 4.8
	Wie wird sichergestellt, welche Individuen zu einer Managementeinheit gehören?	4.1 5.2
	Wird von wem wann wie durchgeführt? Protokolle erstellt?	4.10
Standort	Räumlichkeiten für Innenraumhaltung vorhanden? Auf klimatische Eignung getestet?	4.4.1 4.4.2
	Flächen für Freilandhaltung vorhanden? Auf klimatische Eignung getestet?	4.4.3
	Flächen für Salamander Pods vorhanden?	4.14.1
	Personal eingewiesen / trainiert?	4.12 4.15
	Alle notwendigen Einrichtungsgegenstände & Materialien vorhanden?	4.4 4.14
	Absicherung der Conservation Unit durch andere Standorte gesichert?	4.12 5.3

⁽¹⁾ Details für eine mögliche Initialphase; ⁽²⁾ Transporte müssen je nach Ursprungsort / Herkunft der Tiere und dem geplanten Standort individuell organisiert werden; ⁽³⁾ Spermien können zwei Jahre lang vom Weibchen gespeichert werden.

10.2) TEMPERATUR-DATENLOGGER

Beispiele für Datenlogger, die zur Überprüfung der Temperatur des jeweiligen Haltungssystems (4.4), der Quarantäne (4.2.1) und der Wärmebehandlung (4.2.2) verwendet werden können. Die Datenlogger zeichnen die gemessenen Temperaturwerte selbständig in vorher definierten Zeitintervallen auf. Im Idealfall werden alle Datenlogger einmal überprüft, beispielsweise in einem Wärmeschrank gleichzeitig einer definierten Temperatur ausgesetzt.

Datenlogger ohne Display; hauptsächlich zur Überprüfung der Temperatur in Haltungen und Quarantäne geeignet, da klein und robust, können einfach an die relevanten Orte gelegt werden:

1) HOBO Pendant Datenlogger Temperatur (Hersteller: ONSET)

- Preis ca. 60,- Euro (8K Speicherplatz = 6500 Messwerte) oder ca. 80,- Euro (64K Speicherplatz = 52000 Messwerte)
- Messbereich: -20 °C bis +70 °C, Genauigkeit $\pm 0,47$ °C (bei 25 °C), wasserdicht, Batterielebensdauer ca. 1 Jahr (austauschbar)
- Vorteile: relativ klein & robust, zuverlässiges leicht zu bedienendes System (Software ist kostenlos)
- Nachteile: zusätzliches Auslesekabel (ca. 130,- Euro) notwendig
- [auch als Datenlogger mit Bluetooth Schnittstelle verfügbar und dann über Smartphone oder Tablet auslesbar]

2) EL-USB-1 Temperaturlogger (Hersteller: Lascar Electronics)

- Preis ca. 51,- Euro (16382 Messwerte)
- Messbereich: -35 °C bis +80 °C, Genauigkeit ± 1 °C, Schutzklasse IP67, Batterielebensdauer ca. 1 Jahr (austauschbar)
- Vorteile: einfach zu bedienen (Software kostenlos), misst auch Luftfeuchte, Verbindung über USB Anschluss
- Nachteile: nicht so robust wie (1)

3) Thermobutton 21G - Miniaturdatenlogger (Hersteller: Maxim Dallas)

- Preis < 30,- Euro (2048 Messwerte) [auch mit mehr Speicherkapazität verfügbar]
- Messbereich: -40 °C bis +85 °C, Genauigkeit ± 1 °C, Schutzklasse IP67, Batterielebensdauer abhängig von Messintervallen
- Vorteile: sehr klein, relativ robust (nicht unter Wasser empfohlen, kann aber leicht wasserdicht verpackt werden), Software kostenlos
- Nachteile: zusätzliches Lesegerät notwendig, Batterie nicht wechselbar
- [Vergleichbar: tempmate.®-B1 Miniatur-Temperaturlogger]

Datenlogger mit Display; hauptsächlich zur Überprüfung der Wärmebehandlung geeignet:

4) EL-SIE-1 Temperaturdatenlogger (Hersteller: Lascar Electronics)

- Preis ca. 66,- Euro (1 Mio. Messwerte)
- Messbereich: -18 °C bis +55 °C, Genauigkeit $\pm 0,2$ °C, Schutzklasse IP4X, Batterielebensdauer ca. 1 Jahr bei 10 min Intervallen bei 25 °C (austauschbar)
- Vorteile: leicht über USB-C Kabel bedienbar
- Nachteile: nur 1 Messkanal

10.3) MERKBLATT ZUR DURCHFÜHRUNG VON HAUTABSTRICHEN

Merkblatt zur Durchführung von Hautabstrichen bei Amphibien Stand 03/21

Benötigte Materialien

1. Trockentupfer in Röhrchen (im CC-Set enthalten)
2. Plastiktüte + reißfeste Versandtasche (im CC-Set enthalten)
3. CC Untersuchungsauftrag (im CC-Set enthalten)
4. Bleistift

Vorgehensweise bei der Beprobung

Schritt 1:

Nehmen Sie das Tier aus dem Terrarium und fixieren Sie es so, dass dessen Unterseite gut mit dem Trockentupfer zu erreichen ist.

Schritt 2:

Mit dem Trockentupfer wird kräftig 10x über den Bauch, 10x über eine Fußunterseite und 10x über eine Schenkelinnenseite (bei Froschlurchen über die Schwanzunterseite) gestrichen. Verwenden Sie immer nur einen Tupfer pro Tier, aber für jedes Tier einen eigenen Tupfer!

Schritt 3:

Das Trockentupfer-Röhrchen wird verschlossen und mit einem Bleistift beschriftet (Tierart; Datum; Name der CC-Teilnehmerin/des CC-Teilnehmers, welche/r die Probe genommen hat). Kennzeichnen Sie das Röhrchen bei Bedarf zudem am besten mit einer Nummer oder einem Code des beprobten Tiers oder Terrariums, sodass Sie das Ergebnis später auch sicher zuordnen können.

Danach ist die Probe bereit für den Versand ins Labor.



Abbildung 10.3.1: Um Schwanzlurche korrekt zu beproben, streichen Sie kräftig 10x über den Bauch, 10x über die Schwanzunterseite und 10x über eine Fußunterseite. Quelle: www.bsaleurope.com; „Educational Video - Diagnosis of *B. salamandrivorans*“

Empfehlenswerte Videoanleitung

Zur Beprobung von Froschlurchen: https://www.youtube.com/watch?v=RKOSG_UYyAY&feature=emb_logo

Zur Beprobung von Schwanzlurchen (ab Min. 1:13):

http://bsaleurope.com/wp-content/uploads/2019/11/3.diagnosis_Bsal_Project-incl-Spain_new-swabbing-video.mp4?_=7

Sammelproben von mehreren Tieren

Im Regelfall sollte jedes Tier getestet werden. Gegebenenfalls sind auch Stichproben möglich; den genauen Probenumfang bitte mit dem CC-Büro absprechen.

Normalerweise können bis zu fünf Proben von Tieren, die in einem Terrarium zusammen gepflegt werden, zur Kostenreduzierung gemeinsam untersucht werden. Bitte die Röhrchen mit Klebeband zusammenkleben und auf dem Untersuchungsbogen vermerken, dass die Proben gepoolt, also zusammen, untersucht werden sollen. Auch bei einer Sammelprobe gilt aber: Mit einem Tupfer nur ein Tier beproben, niemals mehrere Tiere!

Verpackung und Versand von Proben

Für den Versand packen Sie die Probenröhrchen in die im CC-Set enthaltene Plastiktüte und diese wiederum in den ebenfalls enthaltenen reißfesten Umschlag. Bitte versehen Sie den Umschlag mit dem Vermerk „freigestellte veterinärmedizinische Probe“. So verpackt, können die Proben auf dem normalen Postweg ins Labor geschickt werden.

Wichtig: Bitte nicht vergessen, den ausgefüllten Untersuchungsauftrag beizulegen, andernfalls kann das Labor keine Untersuchung vornehmen.

Wohin werden die Proben geschickt?

Die fertig verpackten Proben senden Sie bitte an:

Briefpost (auch wattierte Umschläge):

Landesbetrieb Hessisches Landeslabor (LHL)
Postfach 100652
35336 Gießen

Päckchen & Pakete:

Landesbetrieb Hessisches Landeslabor (LHL)
Schubertstraße 60
Haus 13
35392 Gießen

Bei weiteren Fragen kontaktieren Sie uns jederzeit.

Citizen Conservation

c/o IMF
Reichenbergerstr. 88
10999 Berlin
Tel. +49-30-28600660
Mail: amphibien@citizen-conservation.org
Web: www.citizen-conservation.org

10.4) KOSTENKALKULATIONEN

Tabelle A2: Grobe Kostenschätzung für einen Mix an Haltungssystemen an unterschiedlichen Standorten je nach Szenario. Für Details zu den Szenarien siehe 5.5.

Haltungssystem	Position	Szenario 1 geringes Risiko Kosten in €	Szenario 2 mittleres Risiko Kosten in €	Szenario 3 hohes Risiko Kosten in €	Erläuterungen
Syst. Innenraumh.	Eurobehälter	8.550,-	8.550,-	7.250,-	60 x 40 x 17 cm, 13,- / Stück; Wechsel alle 5 Jahre
	Zeitungspapier	66.000,-	66.000,-	50.000,-	125g / Behälter; 1 kg / Jahr; 1- / 1 kg
	Verstecke	21.000,-	21.000,-	26.600,-	2 pro Tier (Kork & Ton; 7,-; Wechsel alle 5 Jahre)
	Wetbox	2.800,-	2.800,-	1.400,-	1-2 pro Tier Behälter; 1,50 / Box; Wechsel Box alle 5 Jahre, Substrat je nach Verunreinigung
	Wasserbehälter	1.200,-	1.200,-	1.000,-	1 / Behälter, 1,-; Wechsel alle 5 Jahre
	Futter	350.000,-	350.000,-	175.000,-	
	Futter-Supplement	10.000,-	10.000,-	10.000,-	
	Temperaturlogger	7.000,-	7.000,-	7.000,-	70,- / Stück
	Sonstiges Material	100.000,-	100.000,-	100.000,-	
Tests	300.000,-	300.000,-	300.000,-	im Schnitt 150 / Jahr	
Zwischensumme Syst. Innenraumh. (pro Conservation Unit)		866.550,-	866.550,-	678.250,-	
Zwischensumme Syst. Innenraumh. (für alle Standorte)		6.932.400,-	4.332.750,-	2.034.750,-	Standorte: 8/5/3
Natur. Innenraumh.	Terrarien	24.000,-	19.200,-	3.600,-	80 x 40 x 40, 120,- / Stück; Wechsel alle 5 Jahre
	Schwerlastregal	1.000,-	800,-	400,-	
	Bodengrund	7.600,-	5.700,-	1.900,-	1 kg / Terrarium; 19,-; Wechsel alle 5 Jahre
	Verstecke	84.000,-	70.000,-	3.500,-	2 pro Tier (Kork & Ton; 7,-; Wechsel alle 5 Jahre)
	Wasserbehälter	4.000,-	4.000,-	100,-	1 / Behälter, 1,-; Wechsel alle 5 Jahre
	Futter	175.000,-	175.000,-	35.000,-	
	Supplement	5.000,-	3.000,-	2.000,-	
	Temperaturlogger	2.100,-	2.100,-	2.100,-	70,- / Stück
	Sonstiges Material	50.000,-	30.000,-	20.000,-	
Tests	150.000,-	150.000,-	60.000,-		
Zwischensumme Natur. Innenraumh. (je Conservation Unit)		502.700,-	459.800,-	128.600,-	
Zwischensumme Natur. Innenraumh. (für alle Standorte)		4.021.600,-	2.299.000,-	358.800,-	Standorte: 8/5/3
Freilandh.	Anlagen	225.000,-	150.000,-	60.000,-	5.000,- / Anlage (hält 30 Jahre) ⁽¹⁾
	Temperaturlogger	7.000,-	7.000,-	7.000,-	70,- / Stück
	Sonstiges Material	150.000,-	100.000,-	500,-	
	Tests	30.000,-	30.000,-	30.000,-	10 / Jahr
Zwischensumme Freilandh. (je Conservation Unit)		412.000,-	287.000,-	97.500,-	
Zwischensumme Freilandh. (für alle Standorte)		3.296.000,-	1.435.000,-	292.500,-	Standorte: 8/5/3
Allgemeines	genetische Tests	26.000,-	25.000,-	14.500,-	
	Versand	16.000,-	16.000,-	10.000,-	20,- / Tier
	Tablets	12.000,-	12.000,-	12.000,-	nur für Typ „Forschung“; Wechsel alle 5 Jahre
	IT	500.000,-	500.000,-	500.000,-	nur für Typ „Forschung“
	Koordination	500.000,-	500.000,-	500.000,-	Populationsmanagement & übergreifende Koordination
	Arbeitszeit	5.000.000,-	4.000.000,-	3.000.000,-	nur für Tierpflege & lokale Koordination
Zwischensumme Allgemeines (je Conservation Unit)		6.054.000,-	5.053.000,-	4.036.500,-	
Zwischensumme Allgemeines (für alle Standorte)		45.288.000,-	23.173.000,-	11.096.500,-	Standorte: 8/5/3
Summe pro Conservation Unit		7.835.250,-	6.666.350,-	4.940.850,-	
Summe für alle Standorte		59.538.000,-	31.239.750,-	13.809.550,-	Standorte: 8/5/3 (Zahl Standorte Forschung: 2/1/1)

⁽¹⁾ Freilandanlagen sind in ihrer Standardisierung eine Herausforderung, da es zahlreiche Möglichkeiten in ihrer Umsetzung gibt und auch bspw. welche handwerklichen Eigenleistungen möglich sind. In Gegenden ohne starken Winterfrost und ohne große Hitzeexposition im Sommer genügen eventuell Rückzugsmöglichkeiten bis 100 cm Tiefe. So werden bspw. im Tierpark Niederfischbach Freilandanlagen für 2,4 Feuersalamander in Eigenleistung zusammengebaut (mit einem Materialwert von 1400,- Euro für eine Anlage).

Tabelle A3: Grobe Kostenschätzung für eine Larvenaufzuchtanlage. Für Details zu den Szenarien siehe 4.4.5 (nach SEIDEL & GERHARDT 2016). Mit Hilfe solcher Anlage können circa 240 bis 300 Larven aufgezogen werden.

Position	Einmalige Kosten in €	Haltbarkeit/Jahre (Wechsel auf 100 J.)	Kosten 100 Jahre in €
Aquarium (4 Stück)	1.000,-	20 (5x)	5.000,-
Boxen (ca. 10 pro Aquarium) ⁽¹⁾	1.000,-	5 (20x)	20.000,-
Schwerlastregal ⁽²⁾ (1 Stück)	500,-	50 (2x)	1.000,-
Schläuche	50,-	5 (20x)	1.000,-
Filter ⁽³⁾ (4 Stück)	400,-	3–5 (25x)	10.000,-
Futter ⁽⁴⁾ (geschätzt pro Jahr)	650,-		65.000,-
Metamorphoseboxen & Einrichtung	400,-	5 (20x)	8.000,-
Summe	4.000,-		110.000,-

⁽¹⁾ Die Boxen müssen selbst hergestellt werden, Kosten ca. 25,- pro Box; ⁽²⁾ Es empfiehlt sich ein Stecksystem aus Aluminium zu verwenden, um Rost vorzubeugen;

⁽³⁾ Dazu wird noch Filtermaterial benötigt; ⁽⁴⁾ Ca. 70,- Euro pro Monat bei 8–10 Monaten pro Jahr;




10.5) WEITERE AUSGEWÄHLTE WICHTIGE DOKUMENTE

10.5.1) AKTIONSPLAN ZUR ENTSCHÄRFUNG VON BSAL IN EUROPA

GILBERT MJ, SPITZEN-VAN DER SLUIJS AM, CANESSA S, BOSCH J, CUNNINGHAM AA, GRASSELLI E, LAUDELOUT A, LÖTTERS S, MIAUD C, SALVIDIO S, VEITH M, MARTEL A & PASMANS F (2020) Mitigating *Batrachochytrium salamandrivorans* in Europe. *Batrachochytrium salamandrivorans* Action Plan for European urodeles. Nijmegen, the Netherlands: <http://bsaleurope.com/wp-content/uploads/2021/03/Bsal-Action-Plan.pdf>

10.5.2) INFORMATIVE PROTOKOLLE UND BROSCHÜREN

- A** Hygiene-Protokoll für die Kartierung von Amphibien, Libellen und Krebsen (Bayerisches Landesamt für Umwelt Bayern 2021):
<https://www.lfu.bayern.de/natur/artenschutzkartierung/naturschutzfachkartierung/doc/hygieneprotokoll.pdf>
- B** Hygieneprotokoll und Praxistipps zur Verhinderung der Übertragung von Krankheitserregern vor allem *Batrachochytrium salamandrivorans* (Bsal), *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd), Ranavirus zwischen Amphibienpopulationen (Universität Trier und Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen 2021):
<https://www.lanuv.nrw.de/fileadmin/lanuv/natur/hygieneprotokoll/Hygieneprotokoll.pdf>
- C** Amphibienkrankheiten im Freiland und deren Eindämmung (LARS e.V. Plewnia A. 2021):
https://www.lars-ev.de/pdf/merkblatt/LARS_MB_Amphibienkrankheiten.pdf
- D** Hygiene Protokolle für die Feldarbeit in unterschiedlichen Sprachen:
<http://bsaleurope.com/hygiene-protocols/>
- E** Desinfektionsprotokolle für größere Maschinen:
<http://bsaleurope.com/hygiene-protocols/>
- F** Datenblatt zur Erkennung klinischer Merkmale von Bsal Erkrankungen bei Schwanzlurchen:
<http://bsaleurope.com/hygiene-protocols/>

-  Datenblatt zur Erkennung und Behandlung von *Bsal* in unterschiedlichen Sprachen
<http://bsaleurope.com/hygiene-protocols/>
-  Didaktische Videos zu *Bsal*, Erkennungsmerkmalen, Behandlungsmethoden und vorbeugenden Maßnahmen:
<http://bsaleurope.com/videos/>
-  ARG UK (2017) ARG UK Advice Note 4: Amphibian Disease Precautions: A Guide for UK Fieldworkers. Amphibian and Reptile Groups of the United Kingdom:
<https://www.arguk.org/info-advice/advice-notes/324-advice-note-4-amphibian-disease-precautions-a-guide-for-uk-fieldworkers-pdf-2/file>

10.5.3) POSITIONSPAPIER „EINFUHR LEBENDER AMPHIBIEN IN DIE EU“

Empfehlungen zum Import lebender Amphibien in die EU unter besonderer Berücksichtigung von veterinärmedizinischen und epidemiologischen Aspekten:

<https://citizen-conservation.org/wp-content/uploads/2020/10/20-10-08-Empfehlungen-zum-Import-lebender-Amphibien-in-die-EU-1.pdf>

10.5.4) CC HALTUNGSEMPFEHLUNGEN FÜR FEUERSALAMANDER

Diese sind noch in Arbeit und werden nach Fertigstellung hier zur Verfügung gestellt:

<https://citizen-conservation.org/wissen/arten/>