



GV-SOLAS

Gesellschaft für Versuchstierkunde
Society for Laboratory Animal Science

Fachinformation

**aus dem Ausschuss für Ernährung der
Versuchstiere (GV-SOLAS)**

Fütterungskonzepte und -methoden in der Versuchstierhaltung und im Tierversuch - KRALLENFROSCH -

Stand September 2020

**verfasst von:
Christina Simon**

Inhaltsverzeichnis

1.	Vorbemerkungen	3
2.	Systematik des Krallenfrosches	3
3.	Besonderheiten bei Krallenfröschen	3
4.	Anatomie und Physiologie des Magen-Darm-Traktes	5
5.	Krallenfrösche als Versuchstiere.....	6
6.	Haltung und Zucht	6
6.1.	Haltung.....	6
6.2.	Zucht.....	8
6.3.	Transport.....	8
7.	Ernährung und Fütterung.....	9
7.1.	Energie- und Nährstoffbedarf	9
7.2.	Fütterung im Labor.....	12
7.3.	Ernährungsbedingte Störungen.....	13
7.4.	Zusammenfassung und Empfehlung	15
8.	Anhang	15
9.	Literatur	18

1. Vorbemerkungen

Die Haltung und vor allem die Ernährung / Fütterung allgemein von Amphibien wird sehr variabel gehandhabt. Auch für die im Labor gehaltenen Amphibien-Arten erscheinen die Bedingungen weniger standardisiert im Vergleich mit anderen Labortierspezies. Dies kann hinsichtlich der Versuchsergebnisse relevant sein. Mit diesem Heft soll versucht werden, vorhandene Daten zusammenzufassen und eine Orientierung zur Ernährung und Fütterung von Krallenfröschen als Labortiere zu geben.

Mindestanforderungen für Haltung, Fütterung und Transport von Amphibien, inklusive Krallenfröschen, sind im Europäischen Übereinkommen zum Schutz der für Versuche und andere wissenschaftliche Zwecke verwendeten Wirbeltiere (ETS No. 123), Appendix A beschrieben.

2. Systematik des Krallenfrosches

Der Krallenfrosch gehört zu den Amphibien und innerhalb dieser Klasse zur Familie der zungenlosen Frösche (*Pipidae*) (nach Hilken et al. 1997, Green 2010):

Klasse: Amphibia

Ordnung: Anura

Unterordnung: Archaeobatrachia

Superfamilie: *Pipoidea*

Familie: *Pipidae*

a) Unterfamilie *Pipinae*:

- *Hymenochirus* (Zwergkrallenfrosch)
- *Pseudohymenochirus* (scheinbarer Zwergkrallenfrosch)
- *Pipa* (Wabenkröte)

b) Unterfamilie *Xenopodinae*:

- *Silurana* (Tropische Krallenfrösche)
z.B. *Silurana tropicalis* (auch *Xenopus tropicalis*) (Tropischer Krallenfrosch)
- *Xenopus* (Eigentliche Krallenfrösche)
z.B. *Xenopus laevis* (Glatter oder Südafrikanischer Krallenfrosch)

3. Besonderheiten bei Krallenfröschen

Krallenfrösche weisen als Amphibien einige Besonderheiten auf, welche sich auch auf die Ernährung und Fütterung sowie auf die Haltung auswirken. Der natürliche Lebensraum des Krallenfrosches sind stehende oder Fließgewässer in Afrika südlich der Sahara. Krallenfrösche leben vollständig im Wasser (aquatischer Lebensraum). Sie sind wechselwarm (poikilotherm),

das heißt, dass sich die Körpertemperatur in einem gewissen Rahmen an die Umgebungstemperatur (Wassertemperatur) anpasst.

Der Stoffwechsel des Krallenfrosches ist wiederum abhängig von der Körpertemperatur und unterliegt somit ebenfalls gewissen Schwankungen. Zum Beispiel beträgt die Herzfrequenz bei 2°C ca. 8 Schläge/min, bei 25°C hingegen ca. 40-60 Schläge/min. Da die Körpertemperatur nicht permanent auf 37°C gehalten werden muss, ist der Energieaufwand für die Thermoregulation eher gering. Dementsprechend ist der Energieerhaltungsbedarf von Krallenfröschen vergleichsweise niedrig. Sie sind in der Lage, auch längere Hungerperioden zu überstehen oder zeitweilig in nahrungsarmen Lebensräumen zu überleben. Krallenfrösche können in eine Art „Schlafzustand“ verfallen (Torpor, *dormancy*, *aestivation*) z.B. während ungünstiger Bedingungen, Austrocknung des Wasserreservoirs oder Temperaturen <8°C. Dazu graben sie sich mit einem Atmungstunnel zur Oberfläche in den Schlamm ein und können 1 Jahr oder länger so verweilen. Krallenfrösche tolerieren einen breiten Temperaturbereich, sind aber empfindlich gegenüber Kälte- und Hitzeschock, weshalb abrupte Wassertemperatur-Änderungen zu vermeiden sind (Green 2010).

Der Krallenfrosch besitzt namensgebende Krallen an 3 inneren Zehen der mit Schwimmhäuten ausgestatteten Hinterbeine (Green 2010, Weiss et al. 2014).

Krallenfrösche haben eine drüsenreiche, schleimige Haut, bei der die Keratinisierung sowie Epidermalstrukturen wie Haare, Federn o.ä. fehlen (Ramelow 2009, Green 2010, Weiss et al. 2014). Die Haut hat somit wenig schützende Strukturen und ist sehr empfindlich (Ferrie et al. 2014). Beim Handling der Tiere ist darauf zu achten, dass die Schleimschicht nicht beschädigt wird (Green 2010).

Die Farbe / Zeichnung der Haut kann sich in gewissem Maß an die Umgebung anpassen (Green 2010).

Die Haut von Amphibien hat im Allgemeinen eine Vielfalt von Funktionen. Sie absorbiert und sezerniert Elektrolyte und Wasser (Wasseraustausch ca. 2% des Körpergewichtes pro Stunde), hat z.T. eine respiratorische (Austausch von CO₂, O₂) sowie eine sensorische Funktion (z.B. Seitenlinienorgan), spielt eine Rolle bei der Thermoregulation und kann selbst eine Nährstoffquelle darstellen (McWilliams 2008, Green 2010). Die Epidermis wird in regelmäßigen Abständen abgestoßen und von den Fröschen meist gefressen (Green 2010, Weiss et al. 2014).

Auch toxische Stoffe können über die Haut aufgenommen werden. Deshalb sind die Tiere auf sauberes und unkontaminiertes Wasser angewiesen (Green 2010).

Adulte Krallenfrösche besitzen eine Lunge, weshalb sie die Möglichkeit haben müssen, ungehindert an die Wasseroberfläche zu gelangen, um Luft holen zu können. Einige frühere Entwicklungsstadien besitzen Kiemen (TVT 1997, Ramelow 2009, Green 2010). Der Krallenfrosch hat keine Rippen und kein Zwerchfell zur Begrenzung des Brustkorbes (Green 2010).

Adulte Pipidae besitzen ein sogenanntes Seitenlinien-Organ, welches einen „Ferntastsinn“ darstellt, mit dem sie Wasserbewegungen wahrnehmen und das Gleichgewicht im Wasser aufrechterhalten können. Dieses Seitenlinien-Organ besteht aus intrakutanen Poren mit

Mechanorezeptoren, die Cilien enthalten. Die Wasserbewegung bewirkt eine Auslenkung der Cilien, die daraus resultierende Information wird über das Nervensystem weitergeleitet. Ein Teil des Seitenlinien-Organ enthält auch Elektro-Rezeptoren, so dass die Tiere ebenfalls elektrische Felder wahrnehmen können (Hilken et al. 1997, Green 2010, Weiss et al. 2014).

Die Weibchen des Krallenfrosches sind deutlich grösser als die Männchen mit einer Länge des adulten Tieres von ca. 9-14 cm (2-4 J.) und einem Gewicht von bis zu 150 g; die Männchen sind bis 9 cm lang bzw. ca. 10-30% kleiner als die Weibchen.

Es bestehen sichtbare geschlechtsspezifische Unterschiede bei den geschlechtsreifen Tieren: Weibchen haben dreilappige Kloakenpapillen, Männchen haben schwärzliche „Begattungsbürsten“ an den Vorderbeinen (Green 2010, Weiss et al. 2014).

4. Anatomie und Physiologie des Magen-Darm-Traktes

Alle adulten Amphibien sind carnivor (Stevens and Hume 1995, Ramelow 2009). Sie besitzen einen einfachen Magen-Darm-Trakt mit Maulhöhle, Rachen, Oesophagus, Magen sowie kleinem und großem Intestinum, welche durch Sphinktere abgegrenzt sind (Ramelow 2009, Green 2010).

Krallenfrösche haben eine zurückgebildete Zunge, weshalb sie in die Familie der Pipidae = „zungenlosen“ Frösche eingeordnet werden (Ramelow 2009, Weiss et al. 2014). Weiterhin haben sie keine echten Zähne, sondern stattdessen nur kleine spitze Kerben im Maul (Green 2010). Lebende Beute wird meist nicht in der Maulhöhle zerkleinert, sondern z.T. mit den Krallen zerrissen (Ramelow 2009, Green 2010).

Der an den Oesophagus anschließende Drüsenmagen befindet sich auf der linken Seite der Körperhöhle. Die Salzsäureproduktion im Magen beschleunigt die Abtötung von lebend aufgenommener Beute. Der Dünndarm ist bei den Anuren länglich und leicht spiralig mit einer geringen Anzahl interner Falten und Zotten zur Oberflächenvergrößerung (Ramelow 2009).

Pankreas (exokrin u. endokrin) und Leber (zweilappig) inkl. Gallenblase sind auch beim Krallenfrosch vorhanden (Ramelow 2009, Green 2010). Die Leber dient vor allem der Glykogenspeicherung (Ramelow 2009).

Krallenfrösche können kleine Fett-Depots in der Körperhöhle anlegen, um Phasen mit hoher metabolischer Aktivität sowie Nahrungskarenz zu überstehen (Green 2010). Lipide, die Hauptenergiequelle der Krallenfrösche, werden in der Leber, in Muskeln, Gonaden sowie im *Corpus adiposum* (Fettkörper) gespeichert (Ramelow 2009).

Krallenfrösche haben eine sehr kleine Harnblase und besitzen eine Kloake als Mündung des urealen, intestinalen und reproduktiven Systems (Green 2010). Die Geschwindigkeit der Verdauung ist abhängig von der Umgebungstemperatur (Ramelow 2009). Die Stickstoffausscheidung erfolgt als Ammoniak über die Haut und die Nieren (Green 2010).

5. Krallenfrösche als Versuchstiere

Als Versuchstiere finden hauptsächlich zwei Krallenfroscharten Verwendung, der Glatte oder Südafrikanische Krallenfrosch (African clawed frog; *Xenopus laevis*) oder der kleinere Tropische Krallenfrosch (Western clawed frog; *Xenopus tropicalis* bzw. *Silurana tropicalis*).

Früher wurde der Krallenfrosch hauptsächlich in Form eines Bioassays als „Schwangerschaftstest“ eingesetzt. Dazu wurde der Urin der Frau dem weiblichen Frosch injiziert. Der Frosch legte daraufhin innerhalb von 5 - 24h Eier, wenn die Frau schwanger war (Wirkung durch hCG) (Weiss et al. 2014).

Heute wird der Krallenfrosch u.a. zur Erforschung zellbiologischer Fragestellungen, in der Entwicklungsbiologie, Neurobiologie, Genetik, Entwicklungs- und Umwelttoxikologie eingesetzt.

6. Haltung und Zucht

6.1. Haltung

Die durchschnittliche Lebenserwartung des Krallenfrosches im Labor beträgt 15 Jahre (in Einzelfällen bis ca. 30 Jahre). Weibchen zur Eiproduktion haben meist aber eine kürzere Haltungsphase von ca. 6 Jahren (seltener bis 12 J.), da danach die Eiproduktion abnimmt.

Der Krallenfrosch ist stark an das ständige Leben im Wasser angepasst und braucht Wasser in allen Entwicklungsstadien (Green 2010, Weiss et al. 2014). Die Wasserqualität ist für die Haltung von Amphibien von entscheidender Bedeutung (Ferrie et al. 2014). Die Aufnahme von Flüssigkeit, Gasen und gelösten Stoffen findet direkt über die Haut statt, weshalb auch die Ernährung stark mit der Wasserqualität verbunden ist.

Die Haltung erfolgt üblicherweise in Aquarien aus Glas oder Kunststoff.

Krallenfrösche leben natürlicherweise in Gruppen und territorial (Green 2010).

Für die Labortierhaltung wird demnach auch Gruppenhaltung empfohlen, innerhalb der Gruppen sollten aber keine erheblichen Größenunterschiede vorhanden sein (TVT 1997, Ramelow 2009).

Allgemeine Haltungsbedingungen (nach Hilken et al. 1997, TVT 1997, ETS No 123 2006, Green 2010, Weiss et al. 2014):

Wassertemperatur: 17-24°C bzw. 18-22°C; (*X. tropicalis*: 24-25°C)
(>30°C letal; *X. tropicalis* nicht <22°C)

Wasserstand: 20-50 cm (adulte Frösche)

Platz / Besatzdichte: Fläche mind. 600 cm² pro *X. laevis*-Frosch in Gruppenhaltung; mind. 2400 cm² pro Frosch in Einzelhaltung (adulte Frösche)
laut ETS No 123: Fläche je nach Größe der Tiere: 600 cm² entspricht adultem Frosch von 9-12 cm; für jeden zusätzlichen Frosch + 150 cm²

Untergrundhelligkeit: dunkle Beckenfarbe

Beleuchtung: ≤200 Lux, 12-stündige Licht- / Dunkelphasen

Enrichment/Deckung: Röhren (Ton oder Plastik) zum Verstecken (regelmäßig kontrollieren auf kranke, verletzte Tiere)

Wasserwechsel: nur abgestandenes Wasser (ca. 48 h) für den Wasserwechsel verwenden; Temperatur des neuen Wassers nur max. 1-2°C abweichend von Wasser im Becken; mind. 2-3 x / Wo. wechseln, wenn ohne kontinuierlichen Wasseraustausch (individuelle Erfahrungen zeigen, dass weniger Wasserwechsel auch sinnvoll sein kann, da es für die Tiere weniger Stress verursacht); immer nur eine Teilmenge mit frischem Wasser ersetzen

Wasseraufbereitung: Filterreinigung

Anforderungen an das Wasser (aus McWilliams 2008 und Green 2010):

pH: 6.5 - 8.5 - optimal 7.4 - 7.5

Sauerstoffgehalt: >7 mg/L

CO₂-Gehalt: <6 mg/L

NH₄⁺: <0.5 mg/L

NH₃ (nicht-ionisiert): <0.02 mg/L

Nitrit: <0.1 ppm

Nitrat: <1.5 mg/L

Der Ammoniak-Gehalt und pH-Wert sollten regelmäßig kontrolliert werden (ETS No 123), um Abweichungen rechtzeitig zu erfassen und negative Auswirkungen auf die Frösche zu verhindern.

Chloriertes Leitungswasser kann Frösche schädigen. Deshalb muss das Chlor aus dem Wasser entfernt werden. Dies kann mittels Aktivkohle-Filter, durch Stehenlassen über 24-48 h, Belüftung d. Wassers oder chemischer Entfernung durchgeführt werden (McWilliams 2008 und Green 2010).

Gereinigtes Wasser (destilliert, Umkehrosmose, deionisiertes Wasser) weist einen Mangel an Salzen auf; entionisiertem Wasser müssen diese wieder zugegeben werden (künstliches Meersalz; Salzgehalt ca. 0.5 ppm bzw. 0.5 g Salz/1000 g Wasser).

Es werden verschiedene Haltungssysteme für Krallenfrösche genutzt (Green 2010):

Es gibt statische Systeme (ohne kontinuierlichen Wasseraustausch). Diese sind für Kurzzeit-Haltung, Quarantäne oder sehr kleine Haltungen geeignet. Sie sind arbeitsintensiver, aber die Ausstattung ist weniger teuer.

In Durchfluss-Systemen findet ein automatischer Wasseraustausch mit einem Durchfluss von Frischwasser zu Abwasser statt (komplett oder teilweise über bestimmte Zeit). Diese Systeme sind relativ günstig zu installieren, eine Wartung der Anlage ist in gewissem Maße nötig. Es kann eine bessere Wasserqualität als im statischen System erreicht werden, allerdings kann die Qualität stark schwanken. Ein Filtern des Wassers ist nötig. Der Wasserverbrauch ist im Durchfluss-System relativ hoch.

Modulare / Rezirkulierende Systeme, in denen das schmutzige Wasser durch ein Filtersystem und danach zurück in Haltungsbecken geleitet wird, sind hoch-effektive Systeme für die Xenopus-Haltung, in denen eine optimale Wasserqualität erreicht werden kann. Diese Systeme sind in der Regel mit höheren Kosten für die Installation und einem hohen Wartungsaufwand verbunden. Weiterhin ist ein Alarmsystem nötig, um Mängel in der Wasserqualität anzuzeigen. Da das rückgeführte Wasser i.d.R. für mehrere Einheiten genutzt werden kann, ist in diesem Fall eine schnellere Verbreitung von Krankheiten möglich.

6.2. Zucht

In der Natur pflanzen sich Krallenfrösche saisonal fort (Frühling und Herbst). Es werden ca. 500-30000 Eier pro Weibchen pro Saison produziert. In Labortierhaltungen werden ca. 1000-3000 Eier pro Weibchen abgelegt. Die Eier der Krallenfrösche sind klebrig und zweifarbig, sie haben einen dunklen Pol, den sogenannten „Tier-Pol“ sowie einen hellen Pol, den sogenannten „vegetalen Pol“ mit dem Dotter. Aus dem Ei entwickelt sich die Kaulquappe (Larve) mit Kiemen. Die Entwicklung vom befruchteten Ei bis zum juvenilen Frosch dauert ca. 6-8 Wochen (*X. laevis*) bzw. 3-6 Wo. (*X. tropicalis*) (Green 2010). Für die Metamorphose benötigt der Krallenfrosch *X. laevis* ca. 35-45 Tage bei Temperaturen zwischen 20 und 24°C (Hilken et al. 1997). Die Entwicklung zum adulten Frosch dauert ca. 12 Monate (Green 2010). Je nach Haltungsbedingungen können diese Zeiträume stark schwanken. Die Haltung der Zuchttiere erfolgt unter den gleichen Bedingungen wie unter Punkt 6.1 genannt.

6.3. Transport

Beim Transport müssen geeignete Behälter benutzt und die Krallenfrösche feucht gehalten werden, zum Beispiel mittels kleiner nasser, weicher Schwämme, Schaumgummistücke oder ähnlichem Material, andernfalls würden sie nach und nach austrocknen (Hilken et al. 1997, Green 2010). Da Krallenfrösche aquatische Lebewesen sind, kann man sie v.a. für kurze Transporte auch in einem mit Wasser gefüllten Plastikbeutel in einem schützenden Gefäß transportieren (NRC 1974). Weiterhin muss die Umgebungstemperatur beachtet werden. Krallenfrösche können gut bei Temperaturen zwischen ca. 7-10°C und 30-33°C transportiert werden (Hilken et al. 1997, Green 2010). Außerhalb dieser Temperaturrange sollte die Temperatur in der Box mit entsprechenden Hilfsmitteln geregelt werden (ETS No. 123 2006). Dies kann man bei kühleren Temperaturen z.B. durch wärmeres Wasser für die Schwämme oder Wärme-Pads erreichen bzw. durch Eis oder Kühl-Pads bei zu hohen Temperaturen. Adulte Krallenfrösche benötigen für kurzzeitige Transporte kein Futter. Teilweise wird empfohlen, sie direkt vor dem Transport nicht mehr zu füttern (z.B. 2-3 Tage vorher), um ein Hochwürgen des Futters während des Transportes und eine Verschmutzung des Transportbehälters zu verhindern (Hilken et al. 1997, NRC 1974, Green 2010). Nach Ankunft sollten die Frösche in ein sauberes Aquarium verbracht werden. Das Wasser aus dem Transport-Gefäß sollte möglichst mit dem neuen Wasser gemischt und die Temperatur gegebenenfalls schrittweise angepasst werden, um eine Eingewöhnung in die neue Umgebung zu erleichtern (NRC 1974).

Je nach Ausgangs- und Zielort der Transporte bzw. je nach Transportweg können interne, nationale und/oder internationale Transportvorschriften für Krallenfrösche gelten, über die man sich vorab informieren muss.

7. Ernährung und Fütterung

Erwachsene Krallenfrösche sind carnivor mit einer Vorliebe für lebende, kleine Invertebraten (ETS No.123 2006). Sie nehmen bei Haltung im Labor wie im Freien so gut wie jede proteinreiche Nahrung zu sich, die verfügbar ist und bewältigt werden kann (Weiss et al. 2014). Krallenfrösche gelten als gefräßig und sind auch kannibalistisch (große Frösche fressen Kaulquappen, Larven und die eigenen Eier) (Green 2010). Die Konkurrenz in der Gruppe scheint sich positiv auf die Motivation zur Futterraufnahme auszuwirken (Steidle, 2016).

Kaulquappen / Larven beginnen ab etwa dem 5. Tag nach dem Schlüpfen mit der Futteraufnahme, dabei nehmen sie frei im Wasser schwebende Partikel wie pflanzliches und tierisches Plankton auf (Weiss et al. 2014).

Während der Fütterung werden die adulten Frösche aktiv, sie schwimmen hin und her, schnappen nach den Futterstückchen und versuchen, diese mit den Vorderbeinen in ihr Maul zu schaufeln.

Bei sehr reichlichem Futterangebot kann es zu übermäßiger Futterraufnahme und evtl. Erbrechen kommen. Nach reichlicher Futterraufnahme können die Tiere Wochen bis Monate ohne Futter auskommen (Weiss et al. 2014).

Der Krallenfrosch kann in der Natur Hungerzeiten von 18-24 Monaten überstehen, dabei bleibt die Funktion des Verdauungstraktes vermutlich unbeeinträchtigt. 12 Monate Hungern bewirken einen Gewichtsverlust von 35% bei Männchen und 45% bei Weibchen. Bereits nach 6 Monaten verschwinden Fettdepots, wird Glykogen in Leber, Ovarien und Muskeln abgebaut, und es kommt zu einer verringerten Proteinkonzentration in Muskeln während sie in der Leber ansteigt (Ramelow 2009).

Die Wasseraufnahme geschieht in Form eines Wasser- sowie Elektrolytaustausches über die Haut (ETS No 123 2006, Green 2010).

7.1. Energie- und Nährstoffbedarf

Für die Krallenfrösche sind Energie- und Nährstoffempfehlungen nur mit Einschränkung vorhanden (Ramelow 2009, Ferrie et al. 2014). Meist orientiert man sich daher an Angaben zu Tierarten mit ähnlichen physiologischen Eigenschaften (poikilotherm, carnivor), hier vor allem an Fischen wie Forelle oder Zander, welche jedoch in völlig anderen Lebensräumen vorkommen.

Der Erhaltungsbedarf an Energie wird mit 0.39 kcal/Tag angegeben für einen 70 g schweren Krallenfrosch bei einer Wassertemperatur von 20°C (Green 2010).

Der Proteingehalt des Futters und damit die zur Verfügung gestellten Aminosäuren haben eine wichtige Bedeutung für die Entwicklung der Tiere. Bei Larven des Krallenfrosches wurde die größte Körpermassenzunahme bei einem Rohproteingehalt von 60,7% erzielt. Unter optimalen Bedingungen wird ein schnelleres Wachstum erreicht und die Metamorphose verkürzt sich. Für adulte Tiere wird ein Rohproteingehalt von maximal 50% in der Nahrung empfohlen (Ramelow 2009).

Abgeleitet vom Fettgehalt von Insekten, wird teilweise für carnivore Amphibien ein Fettgehalt von bis zu 45% empfohlen (Ramelow 2009). Ein übermäßiger Fettgehalt kann allerdings zu

begrenzter Futteraufnahme führen, was wiederum die Aufnahme anderer Nährstoffe limitiert (Ferrie et al. 2014).

Trotz zahlreicher Studien über den Lipidmetabolismus von Säugern ist relativ wenig über den intermediären Lipidstoffwechsel von Amphibien bekannt. Die Fettspeicherung findet vor allem in der Leber, den Muskeln, den Gonaden, dem Schwanz und im *Corpus adiposum* (Fettkörper) statt. Lipide, insbesondere Triglyceride, sind die Hauptenergiequelle für Krallenfrösche. Das beim Fettabbau freigesetzte Wasser ist von besonderer Bedeutung bei ruhenden Amphibien in Trockengebieten (Ramelow 2009).

Kohlenhydrate spielen als Energielieferanten eine untergeordnete Rolle. Es wird ein vergleichsweise geringer Gehalt von <5% im Futter empfohlen. Kohlenhydrate werden in Form von Glykogen gespeichert, wobei eine Saisonalität mit maximaler Speicherung im Herbst und minimaler Speicherung im Sommer beobachtet wurde (Ramelow 2009).

Verlässliche, präzise Angaben zum Vitaminbedarf der Krallenfrösche liegen nicht vor.

Bezüglich Vitamin A besteht ein Bedarf sowohl für Carotinoide inkl. beta-Carotin als auch für das Vitamin A selbst, denn sehr wahrscheinlich können die Amphibien Carotinoide nicht in Vitamin A umwandeln. Es muss demnach Vitamin A mit der Nahrung aufgenommen werden. Carotinoide sind aber ebenfalls wichtig, z.B. für die Pigmentation der Haut sowie für die Reproduktion (Clugston, Blaner 2014).

Vitamin D3 ist bei Amphibien ebenfalls nötig für den Calcium-Stoffwechsel (McWilliams 2008). Über Vitamin D3 ist weiterhin bekannt, dass hohe applizierte Mengen bei Amphibien zu Osteoporose führen können (Ramelow 2009).

Für Vitamin C besteht beim Krallenfrosch vermutlich eine ausreichende Eigenproduktion.

Für Folsäure besteht vermutlich ein Bedarf, da sie nicht von den Amphibien selbst synthetisiert wird. Zur Höhe des Bedarfs werden keine Angaben gemacht (Ramelow 2009).

Mineralstoffe können von den Amphibien aus dem Wasser aufgenommen werden.

Ein Gehalt im Wasser von Natrium und Kalium mit je >5 ppm ist wichtig für eine adäquate Entwicklung. Bei geringeren Konzentrationen wurde eine verzögerte Entwicklung beobachtet, ist die Konzentration deutlich geringer (<2 ppm) entwickelten sich die Embryonen nicht weiter und Malformationen waren nachweisbar (Ramelow 2009).

Calcium wird neben der Nahrung in den larvalen Stadien auch über die Haut und die Kiemen aufgenommen und bei Larven in Kalksäckchen vor allem als Calciumcarbonat, bei adulten Tieren v.a. in Knochen, Haut und Darm gespeichert (Ramelow 2009). Für insektivore Vertebraten wird allgemein ein Ca:P Verhältnis von 1.5:1 empfohlen (McWilliams 2008), an dem man sich orientieren könnte.

Eisen und Jod müssen mit der Nahrung aufgenommen werden, letzteres gilt als essentiell für die Initiierung der Metamorphose (Ramelow 2009).

Ferrie et al. (2014) empfehlen in ihrer Zusammenstellung über Amphibienhaltung folgende Nährstoffzusammensetzung für eine adäquate Versorgung adulter Amphibien (nach der Metamorphose), wobei sie sich an den Bedarfsangaben des National Research Council (NRC) für Fische, Geflügel, Fleischfresser und Ratten orientieren:

Tabelle 1: Nährstoffempfehlungen für adulte Amphibien (nach Ferrie at al. 2014)

Nährstoff	Einheit	Empfehlung	NRC für Spezies
Rohprotein	%	44.4	Fisch
Arginin	%	2.6	Fisch
Glycin*	%	0.9	Geflügel
Histidin	%	0.8	Fisch
Isoleucin	%	1.2	Fisch
Leucin	%	1.9	Fisch
Lysin	%	2.6	Fisch
Methionin	%	0.8	Fisch
Methionin+Cystein	%	1.3	Fisch
Phenylalanin	%	1.1	Fisch
Threonin	%	1.3	Fisch
Tryptophan	%	0.4	Fisch
Valin	%	1.4	Fisch
Taurin **	%	0.1	Katze
Rohfett	%	k.A.	k.A.
Calcium	%	0.6	Ratte
Phosphor	%	0.3	Ratte
Natrium	%	0.2	Katze
Magnesium	%	0.04	Katze
Kalium	%	0.4	Katze
Chlorid	%	0.1	Katze
Kupfer	ppm	12	Hund
Jod	ppm	1	Fisch
Eisen	ppm	97	Geflügel
Mangan	ppm	14	Fisch
Selen ***	ppm	0.3	Katze
Zink	ppm	18	Fisch
Vitamin A	IU/kg	2914	Fisch
Vitamin D3 °	IU/kg	1111	Ratte
Vitamiin E	IU/kg	88	Fisch
Vitamin K	ppm	2	Hund
Vitamin C °°	ppm	23	Fisch
Biotin	ppm	1	Fisch
Cholin	ppm	1889	Hund
Folsäure	ppm	1	Fisch
Vitamin B12	µg/kg	39	Hund
Thiamin (B1)	ppm	12	Fisch
Riboflavin (B2)	ppm	8	Fisch
Pyridoxin (B6)	ppm	7	Fisch
Niacin	ppm	44	Katze
Pantothenat	ppm	23	Fisch

Angaben beziehen sich auf Ration mit 4000 kcal DE/ kg und auf Trockensubstanz

k.A. = keine Angaben zu einer Empfehlung

* essentiell für Harnsäureproduktion

** begrenzte Angaben zur Essentialität von Taurin

*** mögliches Risiko der Toxizität

° UV-B-Licht wirkt sich positiv auf Knochenmineralisation aus, Fähigkeit zu endogener Vitamin D3-Synthese vorhanden bei Amphibien

°° Eigensynthese nicht für alle Amphibien nachgewiesen

7.2. Fütterung im Labor

Da Larven oder Kaulquappen ab etwa dem 5. Tag nach dem Schlüpfen anfangen, Futter aufzunehmen, sollte ab diesem Zeitpunkt mit der täglichen Fütterung begonnen werden (TVT 1997, Weiss et al. 2014). Eine Fütterungsfrequenz von 1-2x tgl. kann helfen, Kannibalismus untereinander zu vermeiden (Ramelow 2009).

In der Praxis sind folgende Fütterungskomponenten zu finden:

- | | |
|-----------------------------------|---|
| Fütterung der Larven/Kaulquappen: | <ul style="list-style-type: none">• z.B. Pulver aus getrockneten Brennnesselblättern + Vitamine oder Trockenhefe / Algenpulver 150-200 mg/l H₂O (TVT 1997, Weiss et al. 2014)• gemahlenes / pulverförmiges Alleinfutter• Fischaufzuchtfutter (Steidle, 2016) |
|-----------------------------------|---|

Nach Abschluss der Metamorphose bevorzugen die Tiere natürlicherweise meist Lebendfutter (Weiss et al. 2014).

Fütterung von adulten Fröschen (nach Hilken 1997, Ramelow 2009, Weiss et al. 2014):

- Tubifex (Bachröhrenwurm)
- Drosophila-Larven (standardisierte Zuchten vorhanden)
- Fischaufzuchtfutter (Steidle, 2016)
- kleingeschnittenes Rinderherz o. -leber (kann zu starker Verschmutzung des Wassers führen → direkt vor Wasserwechsel füttern)
- Regenwürmer
- kommerzielles Xenopus-Futter bzw. pelletiertes Teichfutter
- oft Mischrationen aus obigen Anteilen bzw. alternierend mit pelletiertem Fertigfutter, um Mangel zu vermeiden
- lebende Mehlwürmer, Schwarzkäferlarven oder Fliegenmaden – hier ist Vorsicht geboten, da sie häufig komplett verschluckt werden und dann die Magenwand perforieren können

Adulte Krallenfrösche werden in einer Häufigkeit von 1-2 x pro Woche bis 1 x alle 2 Wochen gefüttert (Hilken 1997). Zum Teil werden häufigere Fütterungen u.a. im Zusammenhang mit einem schnelleren Erreichen der sexuellen Reife von bis zu 3 x pro Woche genannt (ETS No 123 2006, Ramelow 2009, Green 2010) bzw. beim *X. tropicalis* täglich (Steidle 2016). Generell kann der Frosch ohne Probleme für eine Woche oder länger ohne Futter auskommen. Geringere Fütterungsfrequenzen bewirken eine bessere Wasserqualität, sind aber für Wachstum und Eiproduktion eher ungünstig (Green 2010).

Die exakt notwendige Futtermenge ist für den Krallenfrosch schwer zu beziffern. Sie ist abhängig von Alter, Geschlecht, Saison, Reproduktionsstatus sowie von der Wassertemperatur (bei niedrigerer Temperatur ist die metabolische Rate geringer).

Kommerziell erhältliches Futter enthält üblicherweise mindestens 40% Rohprotein und mehr als 6% Fett bei niedrigem Fasergehalt. Ein Fettgehalt von 45%, wie teilweise empfohlen, wird vermutlich auch aus technischen Gründen hier nicht erreicht.

Von ähnlich zusammengesetztem Futter kann 1 g Futter pro adultem Frosch als Richtwert für die Futteraufnahme angenommen werden (Green 2010).

Tabelle 2: Übersicht über Nährstoff-Gehalte in diversen kommerziellen Futtermitteln für Krallenfrösche:

	1	2	3	4
Rohprotein %	min. 44,0	min. 40,0	min. 41,0	44.5
Rohfett %	min. 6,0	min. 10,0	min. 12,0	8.8
Rohfaser %	max. 3,0	max. 3,5	max. 4,0	1.5
Rohasche %	max. 11,0	max. 12,0	max. 11,0	8.5

Für die Eiproduktion sowie Entwicklung / Wachstum ist der genaue Bedarf nicht bekannt. Für Fische werden 2-8% des Körpergewichtes als Futteraufnahme angegeben, woran man sich für den Krallenfrosch orientieren könnte. Generell kann die Futtermenge als ausreichend betrachtet werden, wenn nach der Futteraufnahme (nach 15-20 min) das meiste Futter gefressen wurde und nach 2 h nur noch minimale Reste vorhanden sind (Green 2010).

Herabsinkendes Futter wird gegenüber Schwimmfutter bevorzugt (Ramelow 2010). Vollständig auf den Beckenboden abgesunkenes Futter wird i.d.R. nicht mehr aufgenommen, verrottet und belastet die Wasserqualität (Weiss et al. 2014).

Überfütterte oder gestresste Tiere oder Tiere, die zu früh nach der Futteraufnahme manipuliert werden, können erbrechen (Green 2010). Vor allem *X. laevis* scheint zum Fressen eher Ruhe zu brauchen (Steidle 2016).

7.3. Ernährungsbedingte Störungen

Einseitige Fütterung nur einer Komponente oben genannten Frischfutters oder anderweitiger Überschuss oder Mangel einzelner Nährstoffe kann zu ernährungsbedingten Störungen führen (Nährstoffzusammensetzung einiger Frischfutter für Amphibien siehe Anhang). Weiterhin können die frischen / lebenden Komponenten gewisse hygienische Risiken mit sich bringen. Im Folgenden sind einige bei Amphibien bekannte ernährungsbedingte Störungen aufgezählt:

Überernährung (*obesity*) ist eine häufige Erscheinung bei in menschlicher Obhut gehaltenen Amphibien, verursacht durch übermäßige Kalorienaufnahme (z.B. sehr fette Insektenlarven) in Verbindung mit geringer Aktivität. Wenn sehr viel Fett über längere Zeit gefüttert wird, kann sich eine korneale Lipidose (*lipid keratopathy*) entwickeln, welche letztendlich zu Blindheit führen kann (McWilliams 2008).

Magenüberladung kommt nach exzessivem Fressen vor und kann ein akuter medizinischer Notfall sein, da der stark ausgedehnte Magen die Atmung und die Kreislaufzirkulation behindert und das Tier einen hypovolämischen Schock erleiden kann (McWilliams 2008).

Einseitige Fütterung von Forellenfutter oder Herzfleisch kann zu Kümern und Sterben führen (Hilken 1997). Die Nährstoffzusammensetzung ist hier wahrscheinlich nicht ausgewogen. Um welche Nährstoffe es sich handelt, wird nicht genauer beschrieben.

Insekten haben natürlicherweise einen geringen Vitamin- und Mineralstoffgehalt, weshalb bei deren hauptsächlich oder ausschließlicher Fütterung eine Mangelversorgung z.B. mit Vitamin A, D3, E und B1 sowie Calcium vorliegen kann, was die Ausbildung einer *metabolic bone disease* begünstigt (Bernard et al. 1997, McWilliams 2008, Ramelow 2009, Ferrie et al. 2014).

Deshalb werden in der Praxis Insekten oft mit Calcium- oder Vitampulver bestäubt, was allerdings bezüglich einer konsistenten und adäquaten Versorgung als kritisch zu betrachten (Bernard 1997) und vor allem bei Verabreichung im Wasser eher ungeeignet ist. Eine günstigere Methode für Amphibien ist die Supplementation via „*gut-loading*“, was eine gezielte Fütterung der Insekten z.B. mit Calcium bedeutet, um deren Verdauungstrakt mit dem gewünschten Nährstoff zu füllen und somit direkt über das Insekt zur Verfügung zu stellen (Bernard 1997, Clugston, Blaner 2014). Beim Krallenfrosch kann man aber auch auf ausgewogenes kommerzielles Alleinfutter zurückgreifen.

Metabolic bone disease kann durch Calcium-Mangel, ein ungünstiges Ca:P-Verhältnis, Mangel an UV-Licht-Exposition sowie durch Mangel als auch Überschuss von Vitamin D3 hervorgerufen werden. Die Symptome schließen mangelnde Knochenmineralisation, Knochendeformationen, Frakturen der langen Röhrenknochen, abnormale Haltung und Bewegung, Krämpfe und Ödeme ein (McWilliams 2008).

Eine Unterversorgung mit Vitamin D3 (Hypovitaminose D) kann sich darüber hinaus negativ auf die Reproduktion inkl. das Schlüpfen der Larven auswirken und weitere Symptome hervorrufen wie Muskelschwäche, verminderte Darmmotilität und Verstopfung (McWilliams 2008).

Die ausschließliche Fütterung von Rinderleber führt bei den Krallenfröschen zu Hypervitaminose A, welche mit Schwanz-Resorption und chronischer Diarrhoe bei Kaulquappen, allgemeinen Entwicklungsstörungen bei den Fröschen, *metabolic bone disease*, Gewichtsverlust, Anämie, Leber- und Hautveränderungen einhergeht (McWilliams 2008, Ramelow 2009, Green 2010, Clugston, Blaner 2014).

Auch eine Hypovitaminose A kann bei Amphibien vorkommen, wenn eine direkte Vitamin-A-Quelle in der Nahrung fehlt, denn sie können Vitamin A nicht aus der Vorstufe beta-Carotin bilden. Anzeichen eines Vitamin-A-Mangels sind Lethargie, Metaplasie von Schleimhautepithelien vor allem im Maul, Gewichtsverlust / Abmagerung (McWilliams 2008, Clugston, Blaner 2014). Bei einem Mangel des Provitamins beta-Carotin können sich Augenkrankungen, Hauterkrankungen sowie Pigmentationsstörungen der Haut entwickeln (McWilliams 2008).

Erfolgt eine Fütterung von gefrorenem Fisch, so sollte aufgrund der darin enthaltenen Thiaminasen auf jeden Fall Vitamin B1 ergänzt werden (McWilliams 2008, Ramelow 2009). Mit einem Vitamin-B-(vor allem B1) - Mangel werden bei Amphibien diverse neurologische und muskuloskeletale Störungen in Verbindung gebracht wie z.B. Demyelinisierung peripherer Nerven, Paralysen, Skoliose und das sogenannte „*spindly leg syndrome*“ (McWilliams 2008). Letzteres stellt eine multifaktorielle Entwicklungsstörung bei Fröschen in Gefangenschaft dar und wird meist in Form von unterentwickelten Vordergliedmaßen sichtbar (Camperio Ciani et al. 2018).

Jodmangel kann bei Kaulquappen die Metamorphose verhindern (McWilliams 2008).

7.4. Zusammenfassung und Empfehlung

Eine unausgeglichene Ration kann zu verschiedenen ernährungsbedingten Störungen führen. Bezüglich Lebendfutter bestehen in Labortierhaltungen Bedenken hinsichtlich der Einschleppung von Parasiten und Krankheitserregern (Green 2010). Bei Fütterung von Tubifex wurde zwar bestes Wachstum beobachtet, es können hier aber Keime wie *Aeromonas hydrophila* übertragen werden. Diese ist als ein Verursacher des „red-leg“ Syndroms bekannt (*Bacterial Dermato-septicemia*) (Hilken et al. 1997; Densmore and Green, 2007). Tubifex ist bisher nur als „Wildfang“ erhältlich, weshalb der hygienische Status nicht kontrollierbar ist (Ramelow 2009). Bei Fütterung von Innereien besteht zudem die Gefahr einer Infektion mit Chlamydien (Green 2010).

In vielen Einrichtungen wird bereits pelletiertes / extrudiertes kommerzielles Alleinfutter zur Verfügung gestellt, um eine nährstofftechnisch und hygienisch adäquate Fütterung sicherzustellen und ist auch für eine Standardisierung der Haltungsbedingungen in Labortierhaltungen empfohlen. Futter für Krallenfrösche ist bei verschiedenen Anbietern erhältlich. Dabei ist auf gute Qualität des Futters zu achten, sodass die Wasserqualität nicht beeinträchtigt wird.

Es ist möglich, das pelletierte Futter zu mahlen bzw. die Pulverform für die Kaulquappen anzubieten (Green 2010).

Für die Stimulation der adulten Frösche kann Frischfutter ergänzt werden, zum Beispiel in Form von alternierender Fütterung. Dazu wird die Verwendung von möglichst standardisiertem Lebendfutter (z.B. Drosophila-Larven) bzw. Frischfutter wie zerkleinerte Rinderleber und Rinderherz im Wechsel mit pelletiertem *Xenopus*-Futter empfohlen (Hilken et al. 1997, Weiss et al. 2014).

Im Allgemeinen soll eine Futterumstellung allmählich erfolgen, das heißt zunächst anteilig gemischt mit dem gewohnten Futter (Green 2010).

8. Anhang

Die Tabellen im Anhang wurden der Veröffentlichung von Bernard et al. (1997) entnommen und als Beispiel für die Nährstoffzusammensetzung von Insekten eingefügt. Diese Aufzählung kann nicht als vollständig oder abschließend betrachtet werden, sie dient rein zur Orientierung und Information.

Tabelle A1. Energie- und Nährstoffkonzentration von Invertebraten (in der T)¹⁾ nach Bernard et al. 1997

	T %	Protein %	Fett %	Asche %	ADF %	GE kcal/g
"Black worm" - tubifex-ähnlich (<i>Lumbriculidae</i>)	18,4	47,8	20,1	4,5	0,7	5,57
Zuckmücken (<i>Chironomus sp.</i>), Larven	9,9	52,8	9,7	11,3	n.b.	n.b.
Amerikanische Großschabe (<i>Periplaneta americana</i>)	38,7	53,9	28,4	3,3	9,4	6,07
Maiszünsler <i>Ostrinia nubilalis</i>)						
Larven	27,3	60,4	17,2	2,9	13,1	5,69
Puppen	28,0	64,2	17,0	2,6	15,4	5,60
Hausgrille/Heimchen (<i>Acheta domesticus</i>)						
adult	31,0	64,9	13,8	5,7	9,4	5,34
Adult, Ca-reiche Diät	30,3	65,2	12,6	9,8	13,2	5,40
frisch geschlüpft ²⁾	47,4	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
Regenwurm - kleiner Wiesenwurm (<i>Allolobophora caliginosa</i>)	20,0	62,2	17,7	5,0	9,0	4,65
"Fischfliege" (<i>Chauliodes sp.</i>)	26,5	63,9	19,5	5,8	10,9	5,88
Fruchtfliege (<i>Drosophila melanogaster</i>)						
Fliege	29,6	70,1	12,6	4,5	27,0	5,12
Larve	21,2	40,3	29,4	9,8	5,9	5,57
Puppe	32,4	52,1	10,5	14,1	17,4	4,84
Stubenfliege (<i>Musca domestica</i>)						
Larve, trocken	93,7	56,8	20,0	6,8	18,0	6,07
Puppe, trocken	96,4	58,3	15,8	6,8	19,9	5,70
Mehlwurm (<i>Tenebrio molitor</i>)						
Käfer	38,6	63,7	18,4	3,1	16,1	5,79
Larve	37,6	52,7	32,8	3,2	5,7	6,49
Puppe	39,0	54,6	30,8	3,4	5,1	6,43
Großer Schwarzkäfer (<i>Tenebrionidae</i>)						
Larve	40,9	45,3	55,1	2,9	7,2	7,08
Larve, Ca-reiche Diät	42,2	38,9	45,4	3,5	7,7	6,79
Moskitos (<i>Aedes sp.</i>), Larve, getrocknet	94,0	42,2	16,1	11,8	n.b.	n.b.
Gemeine Regenwurm (<i>Lumbricus terrestris</i>)	16,3	60,7	4,4	11,4	15,0	4,93
Bachröhrenwurm (<i>Tubifex sp.</i>)	11,8	46,1	15,1	6,9	n.b.	n.b.
Daphnien, getrocknet (<i>Daphnia sp.</i>)	91,7	55,2	6,6	10,8	n.b.	n.b.
Große Wachsmotte (<i>Galleria mellonella</i>)						
Larve	34,1	42,4	46,4	2,7	4,8	7,06
Larve, Ca-reiche Diät	39,9	n.b.	n.b.	2,5	n.b.	n.b.

¹⁾ Daten von: Duane E. Ullrey, Comparative Nutrition Laboratory, Michigan State University,
Mary E. Allen, National Zoological Park

²⁾ Analysen von Covance Laboratories, Inc., Madison, WI 83707; T im Vakuumofen (70°C)

T = Trockensubstanz; ADF = Acid detergent fiber; n.b. = nicht bestimmt; GE = Bruttoenergie

Tabelle A2. Mineralstoff- und Spurenelement-Konzentrationen von Invertebraten (in der T)¹⁾ nach Bernard et al. 1997

	Ca %	P %	Mg %	Na %	K %	Fe mg/kg	Zn mg/kg	Mn mg/kg	Cu mg/kg	Se mg/kg
"Black worm" - tubifex-ähnlich (<i>Lumbriculidae</i>)	0,11	0,85	0,09	0,28	0,98	1.091	166	16	10	0,87
Zuckmücken (<i>Chironomus sp.</i>) Larven	0,38	0,90	0,12	0,62	0,35	2.940	115	22	30	0,37
Amerikanische Großschabe (<i>Periplaneta americana</i>)	0,20	0,50	0,08	0,27	0,87	90	57	5	14	0,36
Maiszünsler <i>Ostrinia nubilalis</i>) Larven Puppen	0,23 0,22	0,64 0,67	0,12 0,13	0,02 0,02	0,05 0,05	289 269	90 98	18 16	24 20	0,31 0,20
Hausgrille/Heimchen (<i>Acheta domesticus</i>) adult adult, Ca-reiche Diät frisch geschlüpft ²⁾	0,14 0,90 0,22	0,99 0,92 1,27	0,13 0,11 0,14	0,49 0,57 0,43	1,29 1,41 1,62	58 80 200	188 237 268	31 56 33	28 29 14	0,58 0,49 n.b.
Regenwurm, kleiner Wiesenwurm (<i>Allolobophora caliginosa</i>)	1,72	0,90	0,14	0,02	0,06	4.133	250	142	18	0,92
"Fischfliege" (<i>Chauliodes sp.</i>)	0,23	1,07	0,16	0,39	1,01	216	378	6	20	1,63
Fruchtfliege (<i>Drosophila melanogaster</i>) Fliege Larve Puppe	0,10 0,59 0,77	1,05 2,30 2,73	0,08 1,89 2,41	0,42 0,09 0,12	1,06 1,28 1,66	138 235 1.728	171 176 200	39 110 108	18 16 25	0,07 0,49 0,33
Stubenfliege (<i>Musca domestica</i>) Larve, trocken Puppe, trocken	0,41 0,42	1,13 1,18	0,30 0,36	0,72 0,55	1,28 1,34	658 574	320 319	167 302	50 54	1,20 1,30
Mehlwurm (<i>Tenebrio molitor</i>) Käfer Larve Puppe	0,07 0,08 0,11	0,78 0,83 0,77	0,19 0,23 0,22	0,16 0,15 0,14	0,92 0,93 0,91	77 42 43	113 95 100	10 12 14	22 18 19	0,29 0,29 0,31
Großer Schwarzkäfer (<i>Tenebrionidae</i>) Larve Larve, Ca-reiche Diät	0,16 0,69	0,59 0,57	0,12 0,12	0,10 0,09	0,72 0,88	59 58	80 86	13 24	14 13	0,40 0,18
Moskitos (<i>Aedes sp.</i>), adult Larve, getrocknet	0,82 0,79	1,24 1,07	0,33 0,21	n.b. 0,39	n.b. 0,52	616 3.057	1.057 281	70 93	76 57	n.b. 0,57
Gemeine Regenwurm (<i>Lumbricus terrestris</i>)	1,52	0,96	0,16	0,44	0,87	1.945	1.119	29	9	5,44
Bachröhrenwurm (<i>Tubifex sp.</i>)	0,19	0,73	0,09	0,46	0,79	1.702	190	30	108	2,16
Daphnien (<i>Daphnia sp.</i>) getrocknet	0,10	1,17	0,16	0,98	0,99	3.049	250	73	39	1,46
Große Wachsmotte (<i>Galleria mellonella</i>) Larve Larve, Ca-reiche Diät	0,11 0,50	0,62 0,33	0,11 n.b.	0,05 n.b.	0,72 n.b.	22 n.b.	76 n.b.	3 n.b.	9 n.b.	0,66 n.b.

¹⁾ Daten von: Duane E. Ullrey, Comparative Nutrition Laboratory, Michigan State University, Mary E. Allen, National Zoological Park

²⁾ Analysen von Covance Laboratories, Inc., Madison, WI 83707; T im Vakuumofen (70°C)
T = Trockensubstanz; n.b. = nicht bestimmt

9. Literatur

- Bernard JB, Allen ME, Ullrey DE. 1997. Feeding Captive Insectivorous Animals: Nutritional Aspects of Insects as Food. Nutrition Advisory Group Handbook. Factsheet 003
- Camperio Ciani JF, Guerrel J, Baitchman E, Diaz R, Evans M, Ibáñez R, Ross H, Klaphake E, Nissen B, Pessier AP, Power ML, Arlotta C, Snellgrove D, Wilson B, Gratwicke B. 2018. The relationship between spindly leg syndrome incidence and water composition, overfeeding, and diet in newly metamorphosed harlequin frogs (*Atelopus* spp.). PLoS ONE 13(10): e0204314.
- Clugston RD, Blaner WS. 2014. Vitamin A (Retinoid) Metabolism and Actions: What We Know and What We Need to Know About Amphibians. Zoo Biol. 33(6): 527-535
- Densmore CL, Green DE. 2007. Diseases of Amphibians. ILAR J 48(3):235–254.
- ETS No. 123 (2006) Appendix A of the European Convention for the Protection of Vertebrate Animals used for Experimental and other Scientific Purpose, Council of Europe
- Ferrie GM, Alford VC, Atkinson J, Baitchman E, Barber D, Blaner WS, Crawshaw G, Daneault A, Dierenfeld E, Finke M, Fleming G, Gagliardo R, Hoffman EA, Karasov W, Klasing K, Koutsos E, Lankton J, Lavin SR, Lentini A, Livingston S, Lock B, Mason T, McComb A, Morris C, Pessier AP, Olea-Popelka F, Probst T, Rodriguez C, Schad K, Semmen K, Sincage J, Stamper MA, Steinmetz J, Sullivan K, Terrell S, Wertan N, Wheaton CJ, Wilson B, Valdes EV. 2014. Nutrition and Health in Amphibian Husbandry. Zoo Biol. 33(6): 485-501.
- Green SL. 2010. The Laboratory Xenopus. CRC Press Boca Raton
- Hilken G, Iglauer F, Richter H.-P. 1997. Der Krallenfrosch *Xenopus laevis* als Labortier: Biologie, Haltung, Zucht und experimentelle Nutzung, Enke Verlag Stuttgart
- McWilliams DA. 2008. Nutrition Recommendations for some captive Amphibian Species (Anura and Caudata). Canada's Accredited Zoos and Aquariums Nutrition Advisory and Research Group
- NRC. 1974. Amphibians: Guidelines for the Breeding, Care and Management of Laboratory Animals. Subcommittee on Amphibian Standards, Committee on Standards, Institute of Laboratory Animal Resources, National Research Council
- Ramelow E. 2009. Grundlagen der Verdauungsphysiologie, Nährstoffbedarf und Fütterungspraxis bei Fischen und Amphibien unter besonderer Berücksichtigung der Versuchstierhaltung. Eine Literaturstudie und Datenerhebung. Inauguraldissertation zur Erlangung des Grades eines Doktor der Veterinärmedizin an der Freien Universität Berlin
- Steidle J. 2016. Persönliche Mitteilung, Universität Mainz
- Stevens, CE, Hume ID. 1995. Comparative Physiology of the Vertebrate Digestive System. Cambridge University Press, Cambridge, UK, 2nd Edition
- TVT. 1997. Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V.: Tierschutzgerechte Haltung von Wasserfröschen („*Rana esculenta*“) und Südafrikanischen Krallenfröschen (*Xenopus laevis*) Merkblatt Nr. 36. Verfasser: Iglauer, F, Dimigen, J und Hilken, G
- Weiss J, Becker K, Bernsmann E, Chourbaji S, Dietrich H. 2014. Tierpflege in Forschung und Klinik, Enke Verlag Stuttgart, 4. Auflage

Haftungsausschluss

Die Nutzung und Verwendung der Veröffentlichungen (Fachinformationen, Stellungnahmen, Hefte, Empfehlungen, u. ä.) der Gesellschaft für Versuchstierkunde GV-SOLAS und die Umsetzung der darin enthaltenen Informationen und Inhalte erfolgt ausdrücklich auf eigenes Risiko der jeweiligen Nutzer*innen oder Verwender*innen.

Die GV-SOLAS und auch die Autor*innen können für etwaige Unfälle und Schäden jeder Art, die sich durch die Nutzung der Veröffentlichung ergeben, keine Haftung übernehmen.

Die GV-SOLAS übernimmt keine Haftung für Schäden jeglicher Art, die durch die Nutzung der Webseite und das Herunterladen der Vorlagen entstehen. Ebenfalls haftet die GV-SOLAS nicht für unmittelbare oder mittelbare Folgeschäden, Datenverlust, entgangenen Gewinn, System- oder Produktionsausfälle.

Haftungsansprüche gegen die GV-SOLAS und die Autor*innen für Schäden materieller oder ideeller Art, die durch die Nutzung oder Nichtnutzung der Informationen bzw. durch die Nutzung fehlerhafter und/oder unvollständiger Informationen verursacht wurden, sind grundsätzlich ausgeschlossen.

Schadenersatzansprüche sind daher sowohl gegen die Gesellschaft für Versuchstierkunde GV-SOLAS wie auch gegen die Autor*innen ausgeschlossen.

Die Werke inklusive aller Inhalte wurden unter größter wissenschaftlicher Sorgfalt erarbeitet. Gleichwohl übernehmen die GV-SOLAS und die Autor*innen keinerlei Gewähr und keine Haftung für die Aktualität, Korrektheit, Vollständigkeit und Qualität der bereitgestellten Informationen, ebenso nicht für Druckfehler.

Es kann keine juristische Verantwortung sowie Haftung in irgendeiner Form für fehlerhafte Angaben und daraus entstandene Folgen von der GV-SOLAS und den Autor*innen übernommen werden.

Für die Inhalte von den in diesen Veröffentlichungen abgedruckten Internetseiten sind überdies ausschließlich die Betreiber der jeweiligen Internetseiten verantwortlich.

Die GV-SOLAS und die Autor*innen haben keinen Einfluss auf Gestaltung und Inhalte fremder Internetseiten und distanzieren sich daher von allen fremden Inhalten.