

Facharbeit zum Thema:

Der Einfluß von Nitrat bei der künstlichen Aufzucht von Pfeilgiftfröschen

Planung, Durchführung, Analyse von Versuchsreihen zur Metamorphose von Pfeilgiftfröschen



Abb.3: *Phyllobates bicolor*

Abb.4: *Epipedobates zaparo*



Abb.1: *Phyllobates terribilis*

Abb.2: *Epipedobates tricolor*



Von: Dennis Harland

Olof-Palme-Gesamtschule

Biologie-LK

Schuljahr 2001/2002

Inhaltsverzeichnis

	Seite
1. <u>Einleitung</u>	3
2. <u>Pfeilgiftfrösche (Dendrobatiden) Ein Steckbrief</u>	3
2.1 Phyllobates bicolor	4
2.2 Epipedobates zaparo	4
3. <u>Metamorphose</u>	5
3.1 Störung der Metamorphose durch Nitrat	6
4. <u>Versuchsreihen zur Metamorphose</u>	6
4.1 Methode (Planung/Durchführung)	6
4.2 Ergebnisdarstellung	8
4.3 Diskussion	10
5. <u>Zusammenfassung</u>	12
6. <u>Literaturverzeichnis</u>	13
7. <u>Anhang</u>	13

1. Einleitung

Bei der Suche nach einem Thema für meine Facharbeit bin ich auf die Pfeilgiftfrösche gekommen, da ein Bekannter von mir, welcher Froschzüchter ist, mich auf eine Idee brachte. Er berichtete mir von einem neuen Mittel, welches den Nitratgehalt in Aquarien senken soll. Er war interessiert dieses auch an seinen Fröschen auszuprobieren. Er meinte, ein zu hoher Nitratgehalt im Wasser wäre schlecht für die Kaulquappen. Da er mir auf Nachfragen nicht genau erklären konnte, wie dieses funktioniert, war mein Thema recht schnell formuliert: Der Einfluß von Nitrat bei der künstlichen Aufzucht von Pfeilgiftfröschen. Konkret möchte ich den Einfluß von Nitrat auf das Wachstum der Kaulquappen, während der Metamorphose, untersuchen. Ich werde allerdings auch auf die Pfeilgiftfrösche allgemein eingehen und deren Metamorphose beschreiben. Ein weiterer zentraler Punkt wird die Störung der Metamorphose durch Nitrat sein. Hierzu führe ich auch verschiedene Versuchsreihen durch, die Aufschluß über den Einfluß von Nitrat geben sollen.

2. Pfeilgiftfrösche (Dendrobatiden) Ein Steckbrief

Vor über 350 Millionen Jahren machten die Amphibien einen entscheidenden Schritt, in ihrer Entwicklung, zur Besiedlung des Landes. Dennoch sind die Amphibien in einigen Abschnitten ihrer Entwicklung immer noch auf den Lebensraum Wasser angewiesen. (vgl. SCHMIDT & HENKEL 1995, S.8).

Wann sich die Familie der Dendrobatidae entwickelt hat, ist bis heute ungeklärt. Einige Forscher schätzen die Zeit ihrer Entstehung auf 60 Millionen Jahre. Andere auf lediglich 5 Millionen Jahre. Aufgrund fehlender fossiler Funde läßt sich die Zeit nicht mehr genau klären. (vgl. ZIMMERMANN & ZIMMERMANN nach SCHMIDT & HENKEL 1995, S.8; vgl. MAXSON & MYERS nach SCHMIDT & HENKEL 1995, S.8).

Die Dendrobatiden leben ausschließlich in Mittel- und Südamerika. Das Verbreitungsgebiet zieht sich von Süd-Nicaragua über Costa Rica, Panama, Kolumbien, Ecuador, Venezuela, Guyana, Surinam, Französisch-Guyana bis nach Brasilien, Bolivien und Peru. Da sie ihre Körpertemperatur, wie alle Amphibien, nicht über physiologische Prozesse steuern können, leben sie in diesen warmen Gebieten. (vgl. SCHMIDT & HENKEL 1995, S.9).

Die Dendrobatiden gehören, wie alle Froschfamilien, zur Ordnung der Anura (Froschlurche). Sie haben eine Zwischenstellung zwischen Fischen und „höheren“ Wirbeltieren. Es gibt 130 bekannte Arten, die in ihrer Größe variieren. Der Kleinste hat eine maximal Gesamtlänge von 15mm und der Größte von mehr als 60mm. (vgl. SCHMIDT & HENKEL 1995, S.13).

Die Haut dieser Frösche besteht aus dem Corium (Unterhaut) und der Epidermis (Oberhaut). In der Unterhaut befinden sich die Schleim- und die Giftdrüsen, sowie die Farbpigmente. Schon während der Metamorphose wird Keratin, eine hornartige Eiweißverbindung, in die Epidermis eingelagert. Dieses hat zur Folge, dass die Haut dicker und fester wird und bietet somit einen besseren Schutz gegen Verletzung und Austrocknung. (vgl. SCHMIDT & HENKEL 1995, S.13/14).

50 Arten der Dendrobatiden sind giftig, welches durch ihre grelle Warnfärbung deutlich wird. Der größte Teil dieser Familie ist allerdings ungiftig. Sie sind auch unscheinbarer gefärbt. Das Giftsekret, Batrachotoxin, befindet sich auf der Haut. Das Gift tritt durch mikroskopisch kleine Hautdrüsen aus. Dieses geschieht vor allem wenn die Frösche in Streß geraten. Das Gift dürfte neben der verteidigenden

Wirkung auch eine Schutzfunktion vor Mikroorganismen, wie Bakterien und Pilze, haben. Diese Mikroorganismen gedeihen in dem feuchtwarmen Milieu, wie es in dem Lebensraum der Dendrobatiden herrscht, sehr gut. Dieses Gift ist eines der Giftigsten überhaupt. Die Giftmenge von einem Frosch der Art *Phyllobates terribilis* kann 20 000 Mäuse oder auch 10 Menschen töten. Das Batrachotoxin-Molekül wirkt vor allem an den Nerven und Muskeln. Es bewirkt, dass die Na^+ -Kanäle offen gehalten werden. Die Zelle bleibt depolarisiert. Als Folge können keine Nervenimpulse mehr weitergeleitet werden. Muskelzellen bleiben nach einer Aktivierung kontrahiert. Es kommt zu Herzrhythmusstörungen, Kammerflimmern und schließlich Herzversagen. Chemiker des amerikanischen National Institute of Health haben in dem Hautgift von *Epipedobates tricolor* das stärkste, bisher bekannte, Schmerzmittel gefunden. Es ist 200mal stärker als Morphium. (vgl. SCHMIDT & HENKEL 1995, S.14/15; vgl. SCHÄFFER).

2.1 *Phyllobates bicolor*

Diese Art lebt lediglich in einem kleinen Verbreitungsgebiet im westlichen Kolumbien. Es sind Bodenbewohner des tropischen Regenwaldes. Sie erreichen eine Größe von ca. 40mm. Die Weibchen sind von den Männchen nur an einem einzigen Punkt zu unterscheiden. Die Weibchen haben eine größere Leibesfülle. *Phyllobates bicolor* ähneln stark der Art *Phyllobates terribilis*. Dadurch kommt es immer wieder zu Verwechslungen. „*Phyllobates bicolor* hat einen gelben bis grüngelben Oberkörper und eine dunkelgrüne bis fast schwarze Unterseite. Die Kehle sowie der Bauchansatz sind gelb gesprenkelt bis gefleckt. Die Vorderbeine sind bis zu den Ellenbogen und die Hinterbeine bis zum Körperansatz dunkelgrün gefärbt mit einer leichten gelben Sprengelung. Die sichtbaren Trommelfelle sowie die Nasenlöcher sind schwarz gefärbt.“ (BIBRON nach SCHMIDT & HENKEL 1995 S.108) Die Gelege dieser Art können mehr als 40 Eier enthalten. Nach ca. 15 Tagen bringt das Männchen die Larven ins Wasser. Da sie nicht aggressiv untereinander sind, kann man sie auch zusammen aufziehen und muß sie nicht trennen. Andere Arten können sich auch gegenseitig auffressen. (vgl. BIBRON nach SCHMIDT & HENKEL 1995, S.108).



Abb. 3: *Phyllobates bicolor*

2.2 *Epipedobates zaparo*



Epipedobates zaparo kommt aus Ecuador. Dort leben sie um das Pastaza- und Napo-Flußsystem. 1986 wurde diese Art erstmals in Peru am Rio Pastaza nachgewiesen. Sie leben dort in der Laubschicht des feuchten Montanwaldes. Die Temperaturen bewegen sich dort zwischen 17°C in der Nacht und 28°C am

Abb.4: *Epipedobates zaparo*

Tag. Die Weibchen sind mit 30mm ausgewachsen, während die Männchen etwas kleiner bleiben. „Die Art hat eine stark granuliertete Haut. Beide Geschlechter haben eine dunkelgraue bis schwarze Kehle und Brust. Der Rücken ist rehbraun. Die Seiten sind schwarz und werden durch einen weißen Streifen vom blau gesprenkelten Bauch getrennt. Die Gliedmaßen sind grau-blau abgesetzt. Die Hinterbeine sind ebenfalls stark granuliert. Die Frösche besitzen rudimentäre Spannhäute zwischen den 2., 3. und 4. Zehen.“(SILVERSTONE nach SCHMIDT & HENKEL 1995 S. 96). *Epipedobates zaparo* ist ein reiner Regenwaldbewohner. Er lebt dort an flachen, langsam fließenden Bachläufen, die ihm bei Gefahr eine ideale Zuflucht bieten. Dort legt er auch seine Kaulquappen ab. (vgl. SILVERSTONE nach SCHMIDT & HENKEL 1995, S.96).

3. Metamorphose

Als Metamorphose bezeichnet man in der Zoologie den Formwandel eines Organismus in der Individualentwicklung. Bei den Fröschen bedeutet das die Entwicklung von der Kaulquappe zum Frosch. Von der Metamorphose ist so ziemlich jedes Gewebe betroffen. Larven besitzen äußere Kiemen sowie Flossensäume am Schwanz, was typisch für sie ist. Bei Adulten sind diese dann nicht mehr

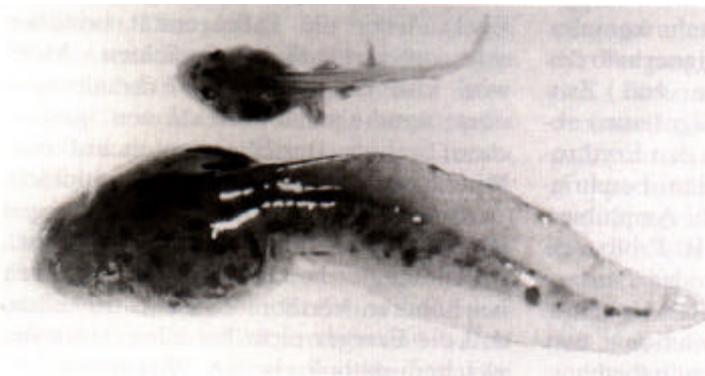


Abb.5: Normale Kaulquappe (oben) und Riesenlarve eines Europäischen Wasserfrosches

vorhanden. Außerdem haben Kaulquappen noch Hornzähnen, welche während der Metamorphose durch einen Adultkiefer ersetzt werden. Wenn man die Metamorphose genauer untersucht, stellt man fest, dass es sich hierbei um einen hochkomplexen, hormonell gesteuerten Prozeß handelt. Mit einem Experiment kann man nachweisen, dass die von der Schilddrüse produzierten Hormone Thyroxin und Triiodthyronin, für die Metamorphose verantwortlich sind. Entfernt, oder hemmt man die Schilddrüse, bleibt die Metamorphose aus. Als Folge wachsen die Kaulquappen zu Riesenlarven heran. Verfüttert man allerdings Schilddrüsen und ihre Hormone an Kaulquappen, so setzt die Metamorphose verfrüht ein.

Die verschiedenen Gewebe reagieren unterschiedlich stark auf die steigende Hormonkonzentration. Die Entwicklung der Beine beginnt bei einer niedrigeren Hormonkonzentration und startet somit früher als z.B. die Resorption des Schwanzes. (vgl. HOFRICHTER 1998, S.94/95).

Schematische Darstellung der Entwicklungsdauer von *Dendrobates auratus*.

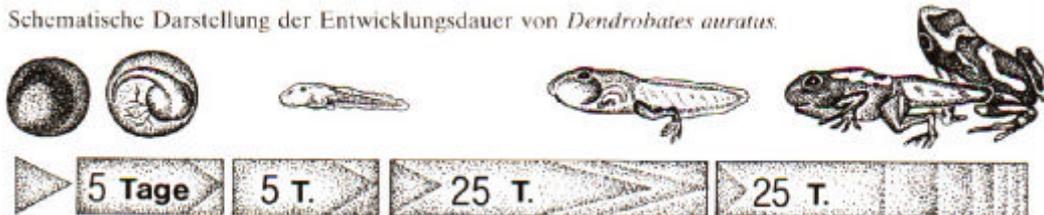


Abb.6: Schematische Darstellung der Entwicklungsdauer eines Pfeilgiftfrosches

3.1. Störung der Metamorphose durch Nitrat

Wie in Punkt 3 schon angesprochen ist die Metamorphose ein hormonell gesteuerter Prozeß. Für die Metamorphose benötigt man, unter anderem, Thyroxin und Triiodthyronin. Für ihre Synthese muß zuerst Jod aufgenommen werden. Da die Jodkonzentration im Blut höher als in der Schilddrüsenzelle ist, muß die Aufnahme durch aktiven Transport erfolgen. Das Nitrat kann den aktiven Jodtransport behindern, und somit die Jodierung blockieren. Die Schilddrüsenhormone sind, unter anderem, für die Zelldifferenzierung sowie das Wachstum zuständig. Wenn nun die Synthese dieser Hormone gehemmt wird bleibt die Metamorphose, wie in Punkt 3 schon angesprochen, aus. (vgl. HOFRIECHTER 1998, S.94/95; vgl. SCHMIDT & THEWS 1990, S.404; vgl. VOGEL & ANGERMANN 1985, S.333).

4. Versuchsreihen zur Metamorphose

Um den Einfluß von Nitrat bei der Metamorphose von Pfeilgiftfröschen zu untersuchen, habe ich zuerst nur eine Versuchsreihe entwickelt. Bei dieser Versuchsreihe sollte sich das Nitrat negativ auf das Wachstum der Kaulquappen auswirken. Da diese nicht den gesuchten Erfolg gebracht hat, habe ich nach einer Woche eine zweite Versuchsreihe hinzugezogen. Mein Problem bei dem ersten Nitratversuch war die zu geringe Nitratkonzentration. Dieses habe ich dann durch Zugabe von Nitrat in der zweiten Versuchsreihe behoben. Meine Hypothesen sehen wie folgt aus:

- 1) *Das Nitrat soll den aktiven Iodtransport behindern und somit die Synthese der Schilddrüsenhormone hemmen (siehe Punkt 3.1). Die Kaulquappen mit einer höheren Nitratkonzentration müßten kleiner bleiben, als die mit einer niedrigen.*
- 2) *Die Kaulquappen mit einer sehr hohen Nitratkonzentration müßten zu sogenannten Riesenlarven heranwachsen. Ihre Metamorphose sollte ausbleiben (siehe Punkt 3/3.1).*

4.1 Methode (Planung/Durchführung)

Die beiden Versuche sind teilweise gleich aufgebaut. Da die Kaulquappen eine warme Umgebung benötigen, brauchte ich eine Art Wärmeschrank. Dazu habe ich mir ein altes Aquarium mit Deckel besorgt. In das Aquarium legte ich einen Heizstab. Dieser regelt die Temperatur auf 27°C. Auf den Boden des Aquariums habe ich dann vier alte gleichgroße Marmeladengläser gestellt, und füllte es bis zum oberen Rand der Marmeladengläser mit Wasser. Die Gläser natürlich auch, da sie sonst weggeschwommen wären. Auf die Gläser legte ich dann eine zugeschnittene Styroporplatte. In die Styroporplatte machte ich dann ein kleines Loch, in dem ein Thermometer halt fand. Dieses dient dazu die Wassertemperatur zu bestimmen, da man in der ersten Zeit noch den Heizstab regulieren



Abb.7: Foto des „Wärmeschanks“

mußte. Der Wärmeschrank war somit fertiggestellt.

Bei meinem ersten Versuch bewahre ich die Kaulquappen in Kunststoffbehältern mit den Maßen 4,8cm x 6,8cm x 7,8cm (BxHxT) auf.

Der Versuch ist in vier Versuchsreihen unterteilt:

In der 1. Reihe wechsele ich täglich das Wasser der Kaulquappen.

In der 2. Reihe wechsele ich das Wasser in Intervallen von 4 Tagen.

In der 3. Reihe werde ich das Wasser ebenfalls in Intervallen von 4 Tagen wechseln. Hinzu kommt allerdings noch ein Schwamm, der das Ansammeln von Nitrat abbauenden Bakterien begünstigt. Die Bakterien bleiben dadurch auch nach einem Wasserwechsel vorhanden.

In der 4. Reihe werde ich wie in der 3. verfahren. Hierbei gebe ich allerdings noch drei Perlen eines Zusatzproduktes der Firma Tetra hinzu. Es heißt „*NitrateMinus*“ und soll den Nitratgehalt des Wassers senken. Es soll die Grundlage für das Bakterienwachstum bilden. Diese Bakterien verstoffwechseln dann das Nitrat. Eigentlich ist dieses Produkt für Aquarien gedacht, aber für meinen Versuch ist es bestens geeignet.

Die von mir verwendeten Kaulquappen stammen aus der Art *Phyllobates bicolor*. In den verschiedenen Reihen mache ich eine Doppelprobe. Ich benutze also in jeder Reihe zwei Kaulquappen (a&b). Jede bekommt einen eigenen Behälter.

Die Kaulquappen werden täglich gefüttert. Hierfür verwende ich ein sehr protein- sowie vitaminhaltiges Energiefutter der Firma Tetra. Es werden ca. 0,025g pro Tier verfüttert. Allerdings habe ich das Futter zuerst in einer alten Kaffeemühle zermahlen, um es besser dosieren zu können.

Die Quappen vermesse ich indem ich die durchsichtigen Kunststoffbehälter auf Millimeterpapier stelle. Dieses kann die Tiere unter Umständen sehr nervös machen, so dass sie wild herum schwimmen. Wenn man allerdings etwas wartet beruhigen sie sich wieder und man kann sie mit vorsichtigen Drehbewegungen in die richtige Position bringen. Gemessen habe ich die Länge ohne Schwanz, die Länge mit Schwanz sowie die Breite der Kaulquappen.

Zur Klärung meiner Probleme bei dem ersten Nitratversuch führte ich einen weiteren Versuch durch, der Aufschluß über die Schnelligkeit des Abbaus von Nitrat geben sollte. Ich gab also in jede b-Probe der verschiedenen Reihen NaNO_3 . Und zwar in einer Konzentration von 100mg/l. Ich habe jeden Tag den Nitratgehalt der verschiedenen Reihen gemessen und protokolliert.

Bei meinem zweiten Nitratversuch benutze ich wieder den Wärmeschrank. Die Kaulquappen bewahre ich bei diesem Versuch in runden Glasgefäßen mit einem Durchmesser von 11,5cm und einer Höhe von 6,5cm auf. Es gibt wieder 4 Versuchsreihen. Dieses mal werde ich allerdings nicht versuchen den Nitratgehalt auf verschiedene Weisen zu senken, sondern ihn in den Reihen zu erhöhen.

In der 1. Reihe werde ich 200ml normales Leitungswasser(LW) verwenden.

In der 2. Reihe werde ich 200ml Leitungswasser eine NaNO_3 Konzentration von 100mg/l versetzen.

In der 3. Reihe werde ich 200ml Leitungswasser eine NaNO_3 Konzentration von 300mg/l versetzen.

In der 4. Reihe werde ich 200ml Leitungswasser eine NaNO_3 Konzentration von 750mg/l versetzen.

Die in diesem Versuch verwendeten Kaulquappen stammen aus der Art *Epipedobates zaparo*. In jede Reihe kommen 6-7 Tiere. Das Wasser wird täglich gewechselt und die Konzentration wieder neu festgelegt. Ich wechsele das Wasser täglich, da ich in Punkt 4.2 nachgewiesen habe, dass innerhalb eines Tages so gut wie kein Nitrat abgebaut wird (Versuchsreihe 2b). Somit kann ich davon ausgehen, immer eine relativ konstante Nitratkonzentration zu haben. Ebenfalls werden die Quappen täglich gefüttert. Dieses geschieht mit demselben, eben schon erwähnten, Futter, allerdings werden diesmal pro Reihe ca. 0,075g verfüttert.

Die Vermessung läuft genau wie bei dem ersten Nitratversuch ab.

4.2 Ergebnisdarstellung

Bei meinem ersten Nitratversuch konnte ich nach einer Woche immer noch keinen Unterschied in der Größe der Kaulquappen feststellen, wie man auch in dem folgenden Protokoll sieht.

09.01.2002

Vermessung

Versuchsreihen	Länge ohne Schwanz	Länge mit Schwanz	Breite
1a)	0,6cm	1,5cm	0,4cm
b)	0,6cm	1,5cm	0,4cm
2a)	0,6cm	1,6cm	0,4cm
b)	0,6cm	1,6cm	0,4cm
3a)	0,6cm	1,6cm	0,4cm
b)	0,6cm	1,6cm	0,4cm
4a)	0,6cm	1,6cm	0,4cm
b)	0,6cm	1,6cm	0,4cm

12.01.2002

Wasserwechsel

Vermessung

Versuchsreihen	Länge ohne Schwanz	Länge mit Schwanz	Breite
1a)	0,65cm	1,8cm	0,45cm
b)	0,65cm	1,7cm	0,5cm
2a)	0,65cm	1,8cm	0,5cm
b)	0,7cm	1,8cm	0,5cm
3a)	0,7cm	1,8cm	0,5cm
b)	0,65cm	1,75cm	0,45cm
4a)	0,7cm	1,75cm	0,5cm
b)	0,7cm	1,8cm	0,5cm

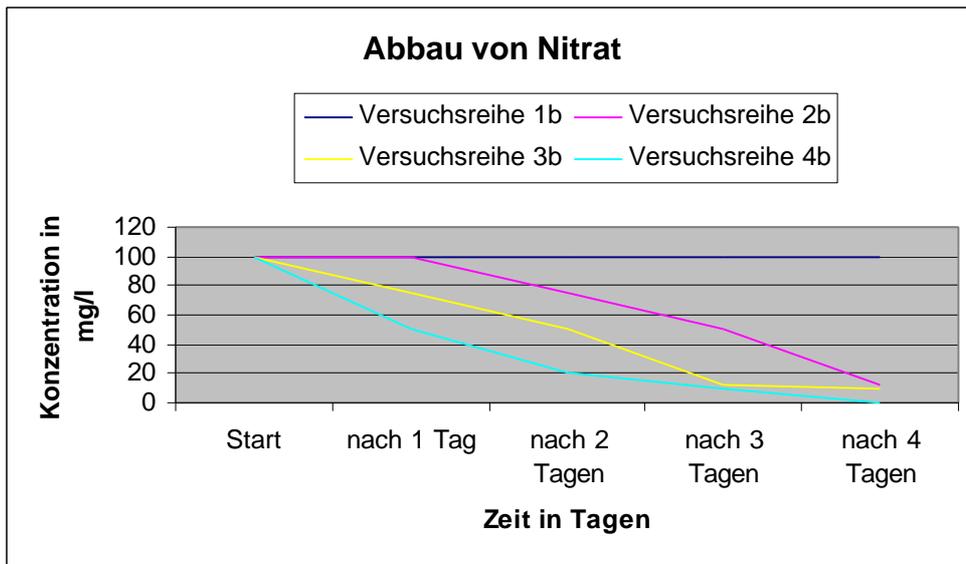
16.01.2002

Wasserwechsel

Abbruch aufgrund des Nitratgehaltes von 0 mg/l

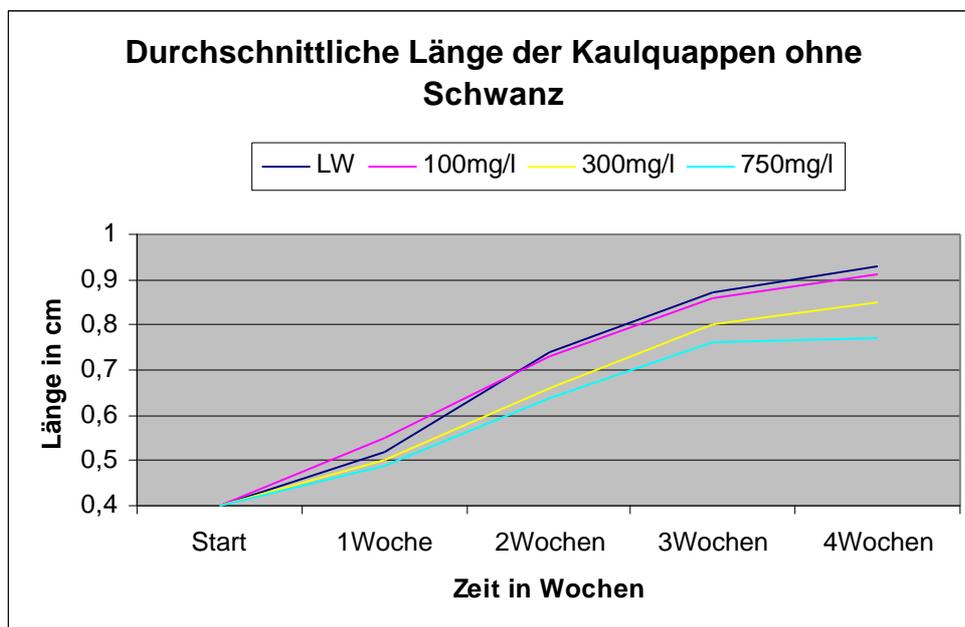
An dieser Stelle habe ich den Versuch aufgrund des Nitratgehaltes abgebrochen. Ich hatte mir einen Nitrattest besorgt um den Nitratgehalt bestimmen und in das Protokoll aufnehmen zu können. Da ich kein Nitrat nachweisen konnte, machte es auch keinen Sinn den Einfluß auf das Wachstum zu untersuchen.

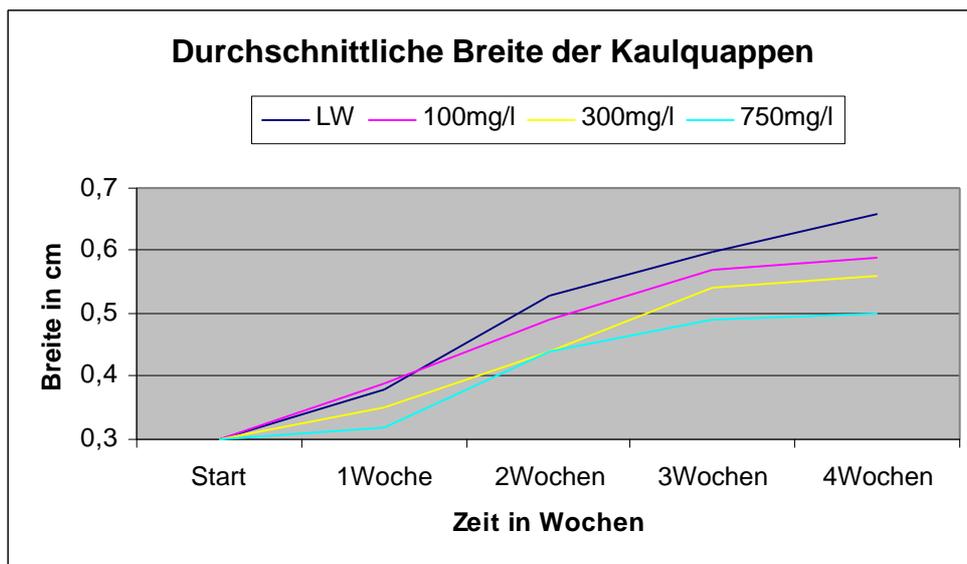
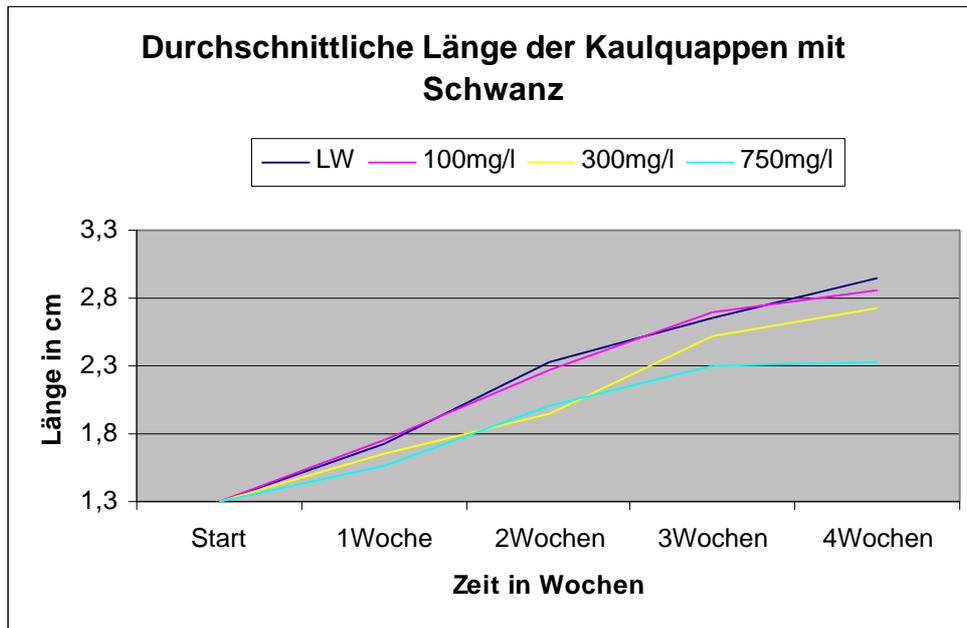
Bei dem „Klärungsversuch“ konnte ich folgendes Ergebnis feststellen.



Die gerade verlaufende Kurve der Versuchsreihe 1b kommt dadurch zustande, da ich in der 1. Reihe das Wasser täglich gewechselt habe.

Auf den folgenden Grafiken ist das Resultat meines zweiten Nitratversuchs dargestellt. Die Werte setzen sich aus den Durchschnittswerten der jeweiligen Reihe zusammen.





Nach vier Wochen konnte man die Bildung von Hinterbeinen beobachten. Allerdings ist dieses bei der Reihe mit 750mg/l nicht so ausgeprägt wie bei den anderen. Man kann aber schon leichte Ansätze erkennen. Bei der Reihe mit 300mg/l sind die Hinterbeine auch nur teilweise ausgebildet. Am weitesten sind die Reihen LW und 100mg/l. Hier sind die Hinterbeine schon sehr weit ausgebildet, im Vergleich zu der Reihe mit 750mg/l.

4.3 Diskussion

Wie schon erwähnt ist mein erster Nitratversuch gescheitert. Wenn kein Nitrat in den Versuchsreihen



Abb.8: Die Kaulquappen zu Beginn des ersten Versuchs.

vorhanden ist, kann ich auch nicht den Einfluß auf das Wachstum der Kaulquappen feststellen. Zur Klärung habe ich dann einen weiteren Versuch durchgeführt, um den Abbau des Nitrats nachzuvollziehen.

In diesem, eben angesprochenen Versuch konnte man feststellen, dass das Nitrat sehr schnell abgebaut wurde. Versuchsreihe 1b war konstant bei 100mg/l, was einen auch nicht verwundern sollte. Es wurde also innerhalb eines Tages so gut wie kein Nitrat abgebaut. In der Reihe 2b gab es innerhalb eines Tages ebenfalls keinen Abbau. Dieses bekräftigt nur das Resultat aus 1b. Der folgende Abbau verlief dann relativ konstant. Nach vier Tagen gab es dennoch eine Konzentration von 12,5mg/l. Bei der Versuchsreihe 3b fiel der Nitratwert vom ersten bis zum dritten Tag relativ konstant. Zwischen dem dritten und dem vierten Tag wurde das Nitrat nur noch minimal abgebaut. Dieses kann ich mir noch nicht ganz erklären. Vielleicht handelt es sich auch lediglich um einen Meßfehler. Der Nitrattest hatte sehr grobe Einteilungen. Die Versuchsreihe 4b war die einzige in der der Nitratgehalt auf 0mg/l gefallen ist. Dieses liegt wahrscheinlich an den günstigen Bedingungen für die Bakterien, welche durch das Zusatzmittel entstanden sind. Aus diesen Ergebnissen kann man schließen, dass der Abbau von Nitrat sehr schnell verläuft.

Bei meinem zweiten Nitratversuch konnte ich schließlich einen richtigen Erfolg verzeichnen. Wie man auf den Grafiken sieht, haben sich die verschiedenen Nitratkonzentrationen unterschiedlich stark auf das Wachstum der Kaulquappen ausgewirkt. Meine erste Hypothese ist somit bestätigt. Dennoch ist auffällig, dass die LW(Leitungswasser) und 100mg/l Kurven sehr nah beieinander liegen.

Daraus kann man schließen, dass sich eine Konzentration von 100mg/l nur geringfügig auf das Wachstum der Kaulquappen auswirkt. Dieses heißt allerdings nicht, dass eine Konzentration von 100mg/l sehr niedrig ist. Für unser Trinkwasser gibt es eine gesetzliche Grenze in der eine Konzentration von 50mg/l nicht überschritten werden darf. Bei mir in Enger konnte ich eine Konzentration von ca. 15mg/l feststellen. In einem Versuch mit Laubfroschlarven konnte man bei Konzentrationen von 40mg/l und 100mg/l eine erhöhte Mortalität verzeichnen. 6 von 12 Kaulquappen starben in der niedrigen und 7 von 12 in der hohen Nitratkonzentration. (vgl. BAKER & WAIGHTS 1994, siehe Anhang).

Das Nitrat hemmt also bei einer Konzentration von 100mg/l die Synthese von den Schilddrüsenhormonen nur leicht, bis gar nicht. Eine recht starke Hemmung kann man allerdings bei den Konzentrationen von 300mg/l und 750mg/l feststellen. Sie reagieren allerdings nicht mit einer erhöhten Mortalität auf die hohen Nitratkonzentrationen, wie z.B. die Laubfroschlarven. Die Pfeilgiftfroschlarven vertragen also eine hohe Nitratkonzentration besser als z.B. die Laubfroschlarven. Dieses wird seine Ursache wohl in der Evolution haben. Die Pfeilgiftfrösche haben sich auf ihren Lebensraum eingestellt.



Abb.9: Die Kaulquappen meines zweiten Nitratversuchs zu Beginn der Durchführung. Die Becher wurden später durch die beschriebenen Glasbehälter ersetzt.

Die Kaulquappen mit einer Konzentration von 750mg/l sind zwischen der dritten und der vierten Woche kaum noch gewachsen. Dieses sollte auch nicht weiter verwundern, da eine Konzentration von 750mg/l sehr hoch ist. Die Kaulquappen bleiben deutlich kleiner als z.B. die in der LW-Reihe. Interessant wäre es hier den Hormongehalt der Tiere zu betrachten. Dieses kann ich leider mit den mir zur Verfügung stehenden Mitteln nicht untersuchen.

Meine zweite Hypothese konnte ich leider nicht bestätigen. Auch in der Reihe mit 750mg/l kann man schon Ansätze der Hinterbeine erkennen. Wenn sie wirklich zu Riesenlarven heranwachsen würden, wie vermutet, dürfte man keine Hinterbeine erkennen können. Dennoch sind sie von den Entwicklungsstadien noch hinter der LW-Reihe.

5. Zusammenfassung

Abschließend kann man festhalten, dass Nitrat einen Einfluß auf die Metamorphose hat. Speziell wirkt sich das Nitrat auf das Wachstum der Kaulquappen aus. Wenn man selber Frösche züchtet, sollte man auf jeden Fall den Nitratgehalt des Wassers beobachten. Man will ja schließlich gesunde Tiere haben.

Ich erkläre hiermit, dass ich die Facharbeit ohne fremde Hilfe angefertigt und nur die im Literaturverzeichnis angeführten Quellen und Hilfsmittel benützt habe.

Enger, den 17. Februar 2002 _____

6. Literaturverzeichnis

Bücher:

Schmidt, W. & Henkel, F. W. (1995): Pfeilgiftfrösche im Terrarium. Landbuch-Verlag GmbH. Hannover.

Hofrichter, R. (Hrsg.)(1998): Amphibien. Weltbild Verlag GmbH. Augsburg.

Schmidt, R. F. & Thews, G. (Hrsg.)(1990): Physiologie des Menschen. Springer-Verlag. Berlin Heidelberg.

Vogel, G. & Angermann, H. (1985): dtv-Atlas zur Biologie Band2. Deutscher Taschenbuch Verlag

Internet:

Schäffer, T. www.team-schaeffer.de

Bildverzeichnis:

Abb.1: Schmidt, W. & Henkel, F. W. (1995): Pfeilgiftfrösche im Terrarium. Landbuch-Verlag GmbH. Hannover. S.111

Abb.2: Schmidt, W. & Henkel, F. W. (1995): Pfeilgiftfrösche im Terrarium. Landbuch-Verlag GmbH. Hannover. S.95

Abb.3: Schmidt, W. & Henkel, F. W. (1995): Pfeilgiftfrösche im Terrarium. Landbuch-Verlag GmbH. Hannover. S.110

Abb.4: Schmidt, W. & Henkel, F. W. (1995): Pfeilgiftfrösche im Terrarium. Landbuch-Verlag GmbH. Hannover. S.98

Abb.5: Mutschmann, F. (1998): Erkrankungen der Amphibien. Parey Buchverlag. Berlin. S.190

Abb.6: Schmidt, W. & Henkel, F. W. (1995): Pfeilgiftfrösche im Terrarium. Landbuch-Verlag GmbH. Hannover. S.32

Abb.7-9 wurden selber angefertigt.

7. Anhang

„THE EFFECTS OF NITRATE ON TADPOLES OF THE TREE FROG (LITORIA CAERULEA)“ von J. M. R. BAKER and V. WAIGHTS

Ausdruck der Internetseite www.team-schaeffer.de