

Roßmäßler – Vivarium – Rundbrief



„Roßmäßler-Vivarium 1906“
Verein für Aquarien- und Terrarienfrende
Halle (Saale) e.V.

Mitglied im Verband Deutscher Vereine für
Aquarien- und Terrarienkunde e.V. (VDA)
VDA- Bezirk 22
Ostniedersachsen/ Sachsen-Anhalt

im Internet:
www.aquarienverein-rossmaessler-halle.de

Vereinsleitung:
Vorsitzender: Prof. Dr. Mike Schutkowski
Stellv. Vorsitzender: Gert Boden
Schatzmeister: Günter Kose

Redaktion im Auftrag der Vereinsleitung:
Michael Gruß

34. Jahrgang

Januar bis März 2025

Nr. I

Inhalt:

- Unsere Veranstaltungen: im Januar

Am 14.01.2025: Dr. Mike Schutkowski: „Wissenschaft und unser Hobby: Neues aus der wissenschaftlichen Fachliteratur rund um unsere Pfleglinge“
- Kurzvortrag und Diskussionsabend 2

im Februar

Am 04.02.2025: Jahreshauptversammlung 2024 9

Am 18.02.2025: Dr. Dieter Hohl: „Vivaristische Eindrücke eines Prag-Besuches“ 9

im März

Am 04.03.2025: Gerald Reiff: „Herpetologische Beobachtungen auf der Insel Rhodos, Teil 1: Die Stadt Rhodos“ 11

Am 18.03.2025: Norman Behr (Teutschenthal): „Lebensraum Anden - Endemiten in Gefahr“ 12

- Vor 30 Jahren – Zum ersten Mal nach Sri Lanka 13

Unsere Veranstaltungen im Januar

Am 14.01.2025: Dr. Mike Schutkowski:
**„Wissenschaft und unser Hobby: Neues aus der wissenschaftlichen
 Fachliteratur rund um unsere Pfleglinge“ - Kurzvortrag und Diskussionsabend**
 Text und Abbildungen: Dr. Mike Schutkowski

23 auf einen Streich: Wie analysiert man mehr als 20 Fische gleichzeitig?

Auch bei Fischen resultieren mittlerweile die technischen Fortschritte der DNA-Sequenzierung in einer deutlichen Verbesserung der Qualität von sogenannten Stammbäumen. Diese Stammbäume sind ein wichtiges Werkzeug, um Verwandtschaftsverhältnisse unterschiedlicher Individuen zu bestimmen. Allerdings werden bei dieser Methode viele Annahmen zugrunde gelegt, die man nicht „sehen“ kann. Daher ist für eine korrekte Bestimmung der Verwandtschaftsverhältnisse immer die Morphologie heranzuziehen. Da bei den konservierten Exemplaren die ursprüngliche Farbe verloren geht, bleiben nur noch die Knochen, Flossenstrahlen und Schuppenform/Schuppenanzahl übrig. Die Analyse der Knochenformen und Flossenstrahlen ist, insbesondere bei kleinen Fischen sehr mühsam.

Genau hier setzt die Publikation von Bucklow et al. (2024) an. Die Autoren aus England (Oxford, Bristol, Bangor) haben sich das Ziel gesetzt, hochauflösende Röntgenstrahl-„micro-computed tomography“ (μ CT) für die genaue Analyse von Fischen aus dem Malawisee zu benutzen. Dafür sammelten sie 116 Exemplare, die 56 Arten und 26 Gattungen abdecken. (Abbildung 1).

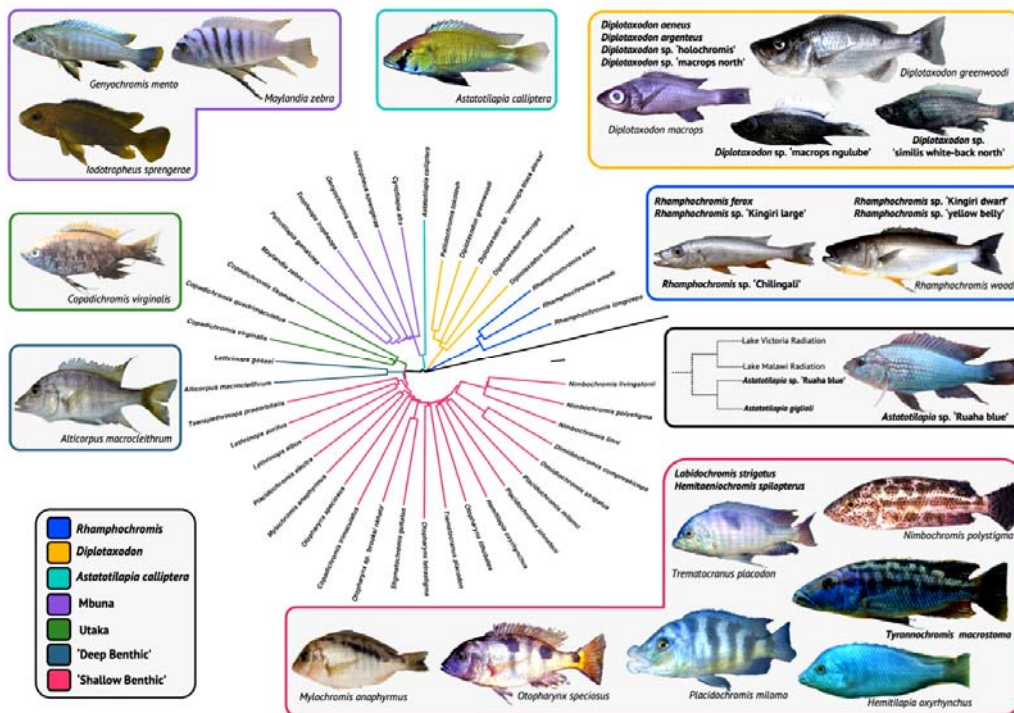


Abbildung 1: Eine Zusammenfassung des μ CT Datensatzes. Alle sieben morphologischen Gruppen der Malawisee-Cichliden werden abgedeckt. Der Stammbaum in der Mitte ist aus einer älteren Publikation und basiert auf DNA-Sequenzierungsdaten. Die Farben im Stammbaum sind den entsprechenden Abbildungen der einzelnen Arten zugeordnet. (Die Größe der Fische in dieser Abbildung ist nicht skaliert.)

In Abbildung 2 ist die Vorbereitung für den μ CT-Scan gezeigt. Die entsprechenden Exemplare (A) wurden in Plastiktüten verpackt (B) und dann zu einem Bündel gewickelt (D). Damit im finalen Bild die einzelnen Bündel unterscheidbar sind, wurden außen verschiedene Gegenstände angebracht (C). Damit ist quasi jedes Exemplar eindeutig „codiert“. Mehrere dieser Bündel (bis zu 8 Stück) wurden vereint (alle mit dem Kopf nach oben und der Codierung nach außen) (F) und dann weiter verpackt (G-K).

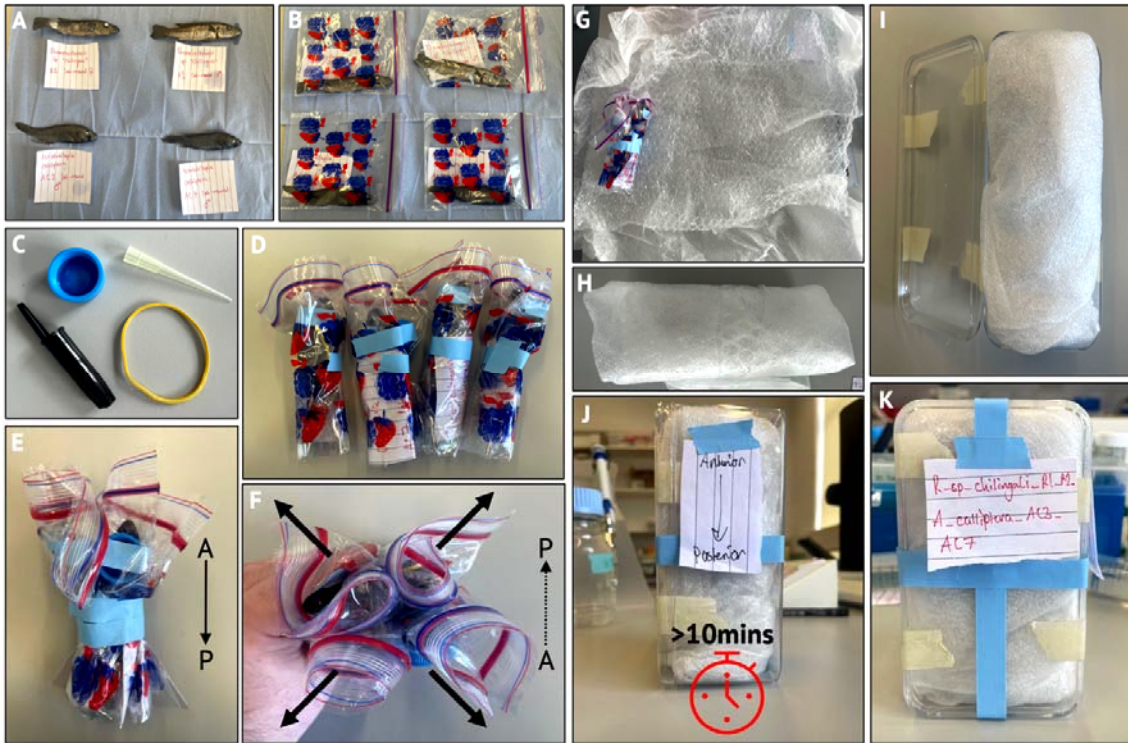


Abbildung 2: Probenvorbereitung für den µCT Scan

Diese Bündelung und Verpackung erlaubt es, in einer Stunde durchschnittlich 23 Fische zu scannen. Bei den Messzeitkosten dieser Geräte ist das ein wichtiger Punkt. Die Qualität der Aufnahmen ist enorm gut (Abbildung 3).

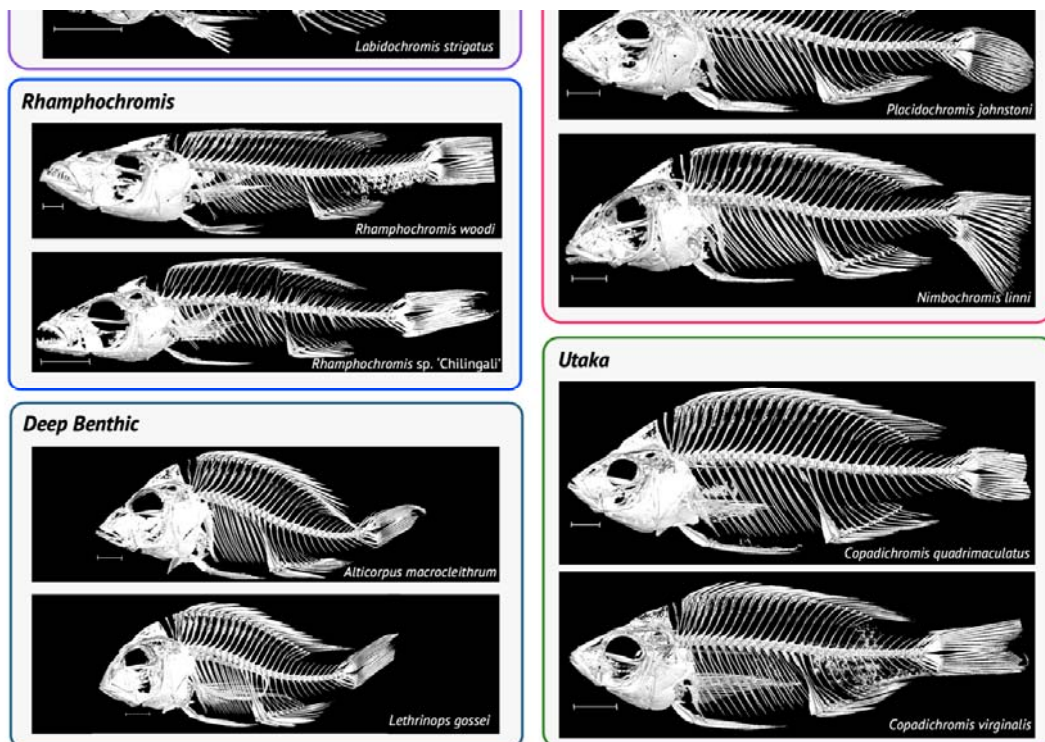


Abbildung 3: Ganzkörper-Scans einiger Vertreter der 26 verschiedenen Gattungen. Der kleine Skalierungsbalken entspricht einen Zentimeter.

Das erlaubt die Analyse auch kleinerer Komponenten des Skeletts (Abbildung 4). Hier sind verschiedenen Formen der Rachenzähne gezeigt. Der Skalierungsbalken in dieser Abbildung entspricht einem Zentimeter.

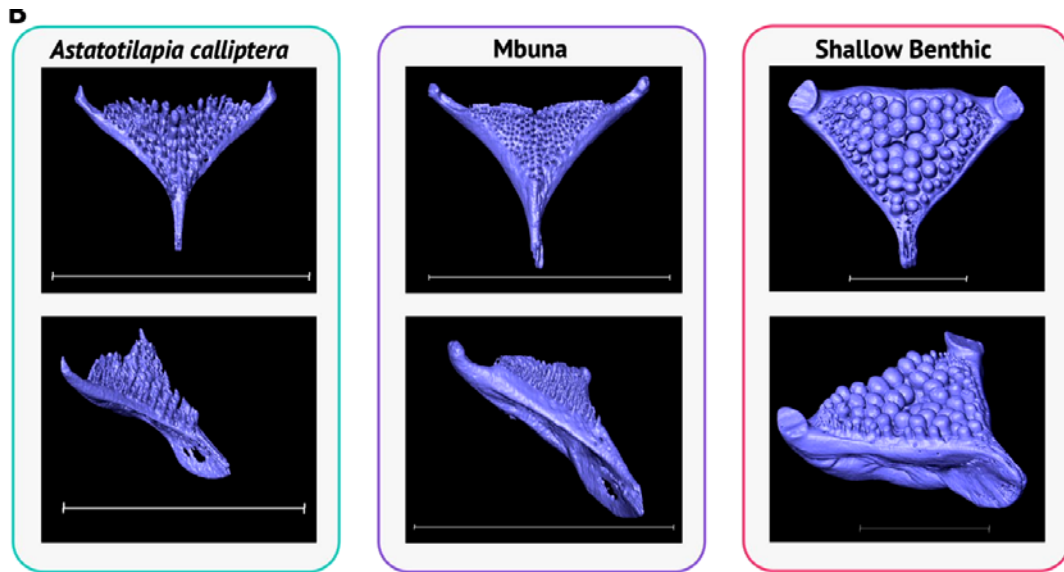


Abbildung 4: Darstellung der Bezaehlung im Rachenraum der verschiedenen Exemplare.

In den Bildern der μ CT Scan können auch einzelne Knochen selektiv farbig markiert werden (Abbildung 5). Das ist eine große Erleichterung bei vergleichenden Studien.

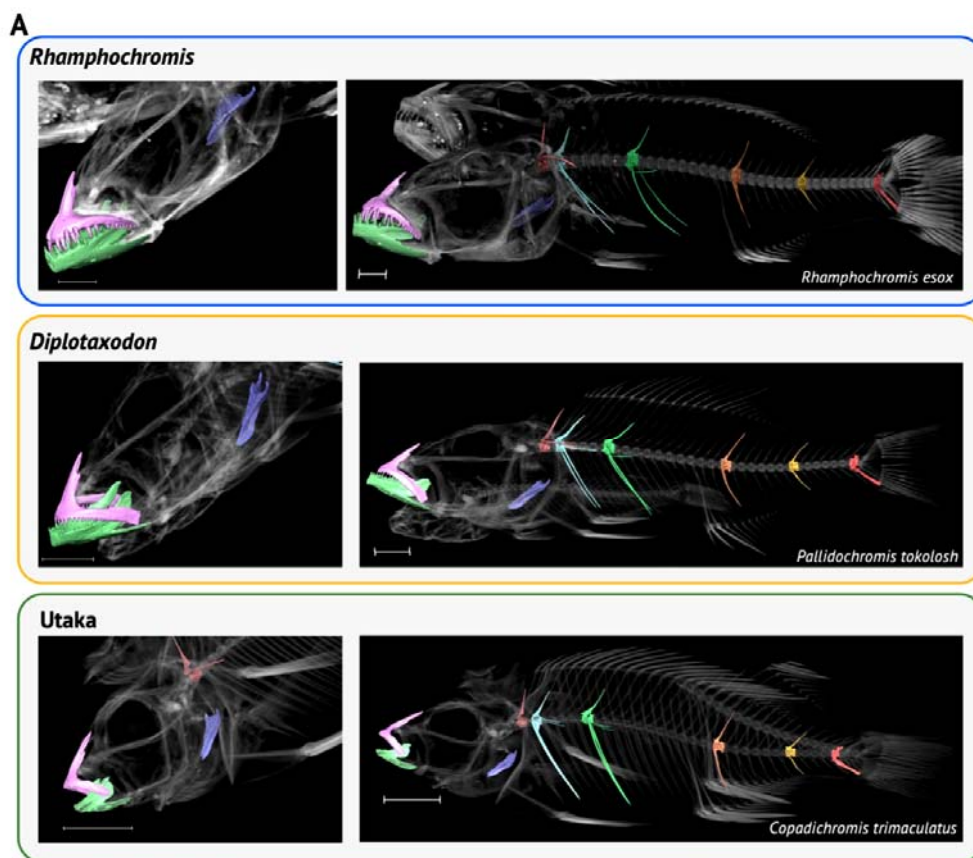


Abbildung 5: Für eine bessere Vergleichbarkeit können spezifische Knochen selektiv eingefärbt werden.

Weiterhin erlaubt die hohe Qualität der Bilder auch eine genaue Bestimmung der Länge und der Höhe der Einzeltiere (Abbildung 6). Das Länge-zu-Höhe-Verhältnis stellt ein morphologisches Merkmal dar.

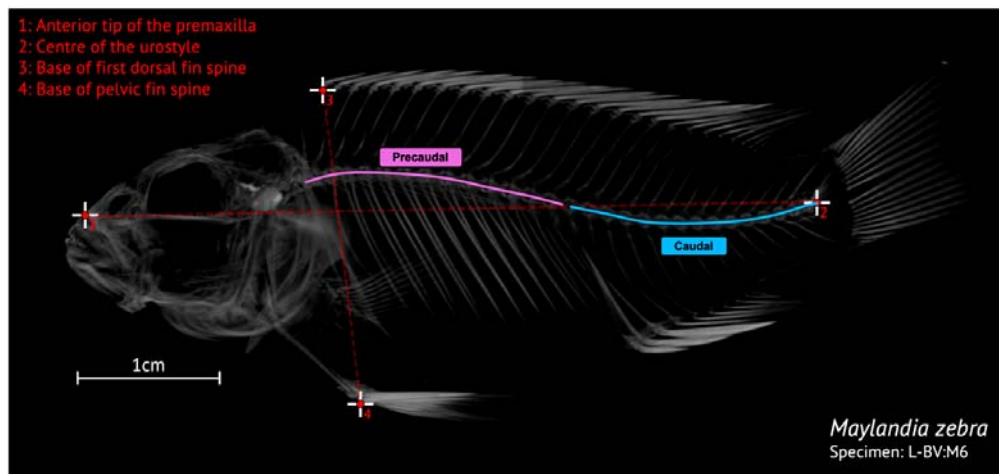


Abbildung 6: Die µCT Scans können auch für die genaue Bestimmung des Länge-zu-Höhe-Verhältnisses benutzt werden.

Insgesamt gesehen zeigen hier die Autoren zum ersten Mal für Malawi-Cichliden, dass die Technik des µCT-Scans Bilder mit überragender Auflösung liefert und durch ihre raffinierte Verpackung der Fische konnte die benötigte Messzeit (und damit die Kosten für die Untersuchungen) deutlich reduziert werden.

Bucklow CV, Genner MJ, Turner GF, Maclaine J, Benson R, Verd B. A whole-body micro-CT scan library that captures the skeletal diversity of Lake Malawi cichlid fishes. *Sci Data*. 2024 Sep 10; 11(1):984. doi: 10.1038/s41597-024-03687-1.

Unter dem Mikroskop: Entwicklung von *Vieja fenestrata* Larven in hochauflösten Bildern

Wir alle haben vermutlich schon voller Faszination vor unseren Aquarien gesessen und die Entwicklung von Eiern in den Gelegen unserer Pfleglinge beobachtet. Jedoch „verschwinden“ die Jungen nach dem Schlupf, zumindest bei den meisten offenbrütenden Buntbarschen, recht schnell in vorher angelegten Gruben, die dazu meist auch noch gut versteckt sind. Daher entzieht sich uns die wirkliche Entwicklung der Larven, die von massiven morphologischen Änderungen begleitet sein muss, denn die aufschwimmenden Jungfische sehen deutlich anders aus. Allerdings gleichen sie in Körperform noch immer nicht den Eltern. Um diese Wissenslücke zu schließen, hat eine mexikanische Forschergruppe am Beispiel von *Vieja fenestrata* in einem zeitaufwendigen Verfahren die Embryonalentwicklung der lebenden Larven unter Nutzung eines Mikroskops dokumentiert. Dabei wurden von 10 zufällig ausgewählten Larven alle 3 Stunden mikroskopische Aufnahmen generiert und verschiedene Parameter gemessen (Abbildung 1).

FIGURE 1 Diagram of morphometric characters measured in *Vieja fenestrata* larvae. (a) Body measurements and (b) mouth measurements. TL, total length; SL, standard length; HL, head length; TRL, trunk length; TAL, tail length; ED, eye diameter; SNL, snout length; BD, body depth; UJL, upper jaw length; LJL, lower jaw length.

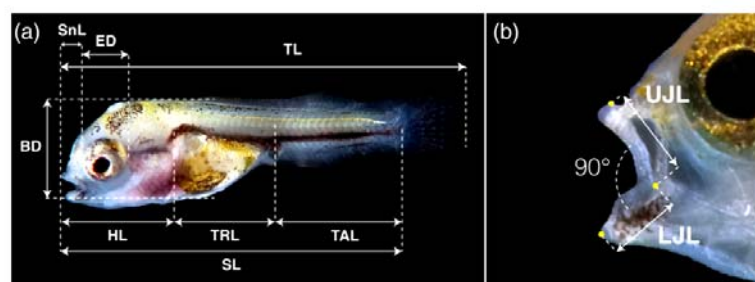


Abbildung 1: Diese Parameter wurden in jedem Mikroskop-Bild bestimmt

Die Dokumentation begann mit dem Moment des Schlüpfens (Abbildung 2).

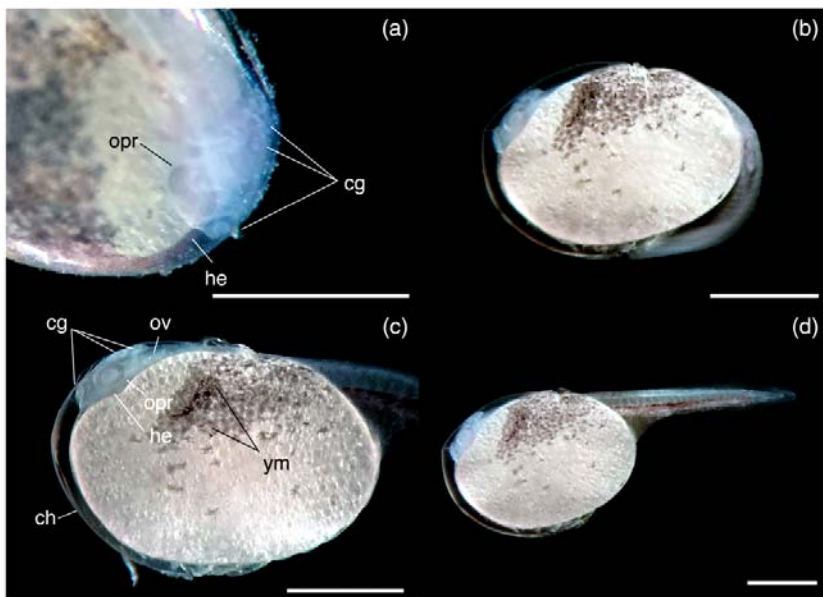


FIGURE 2 Hatching of *Vieja fenestrata* larvae. cg, cement glands; ch, chorion; he, heart; opr, optic primordium; ov, otic vesicle; ym, yolk melanophores. Scale bar = 1 mm. (a) Larvae before hatching; (b) larvae hatching; (c) larvae with anterior part inside the egg; (d) larvae partially emerging from the chorion.

Abbildung 2: Vier verschiedene Stadien des Schlüpfens

Abbildung 3 zeigt die Form der Jungfische zu verschiedenen Zeitpunkten zusammen mit einer Übersicht, welche Totallänge die Embryos/Fische zu welcher Zeit haben.

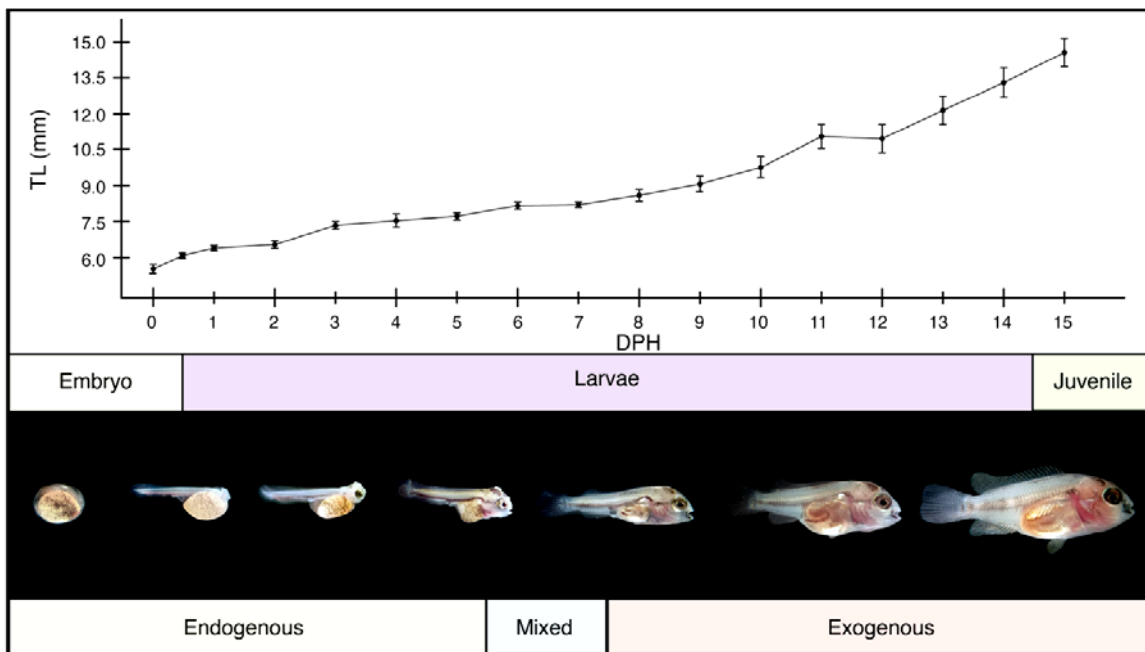


Abbildung 3: Totallänge der Laven/Fische in Abhängigkeit vom Entwicklungsstadium (DPH: days post hatch (Tage nach dem Schlupf))

In Abbildung 4 ist zusammengestellt, wann welche morphologischen Merkmale ausgebildet werden.

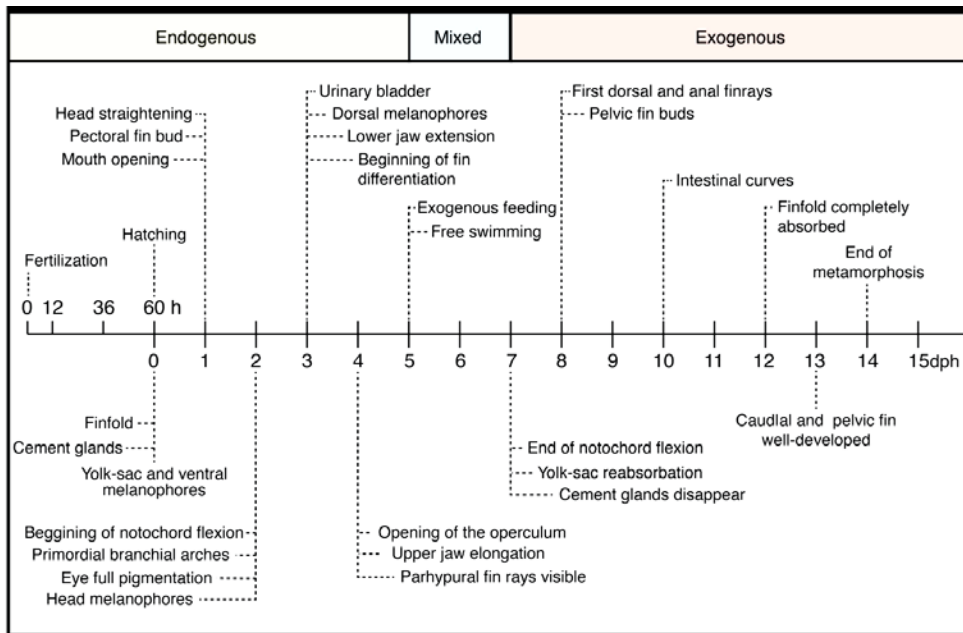


Abbildung 4: Morphologische Merkmale in Abhängigkeit von den Tagen nach dem Schlupf (dph)

Abbildung 5 zeigt eine Übersicht bezüglich der Veränderungen der Körperform der Larven während der Entwicklung. Der eingeblendete helle Balken repräsentiert einen Millimeter.

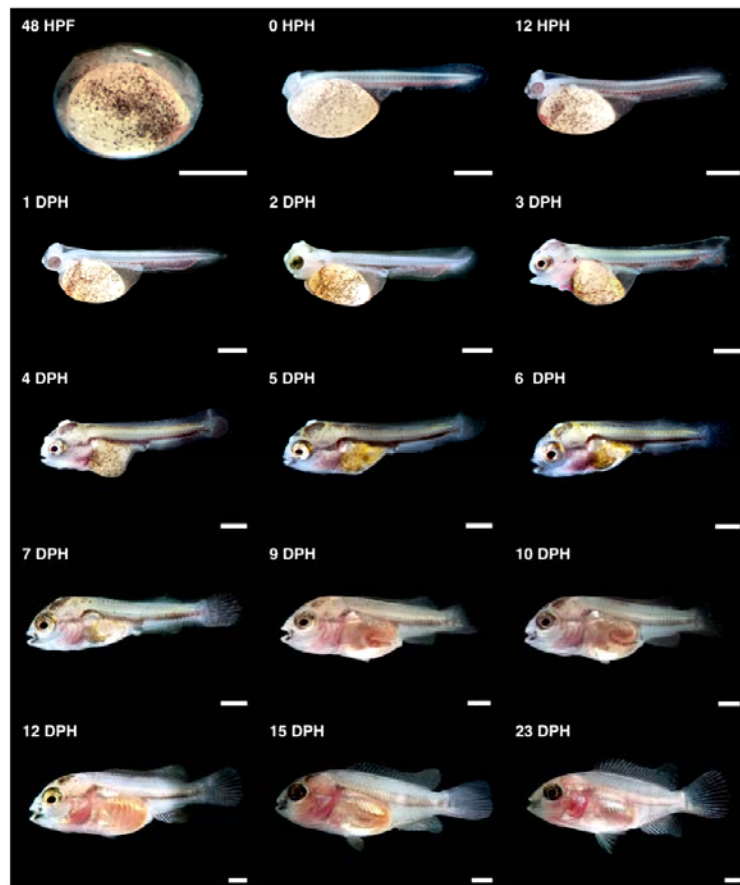


Abbildung 5: Die verschiedenen Stadien der Larven/Fiscentwicklung
 HPF: hours post fertilization (Stunden nach der Befruchtung); HPH: hours post hatch (Stunden nach dem Schlupf); DPH: days post hatch (Tage nach dem Schlupf)

Abbildung 6 zeigt die Entwicklung der Kopffregion während der Larvenentwicklung im Detail. Weiterhin werden in dieser Publikation weitere Daten (Schwanzentwicklung, Flossenentwicklung usw.) zusammen mit interessanten Statistiken gezeigt. Der helle Balken repräsentiert einen Millimeter.

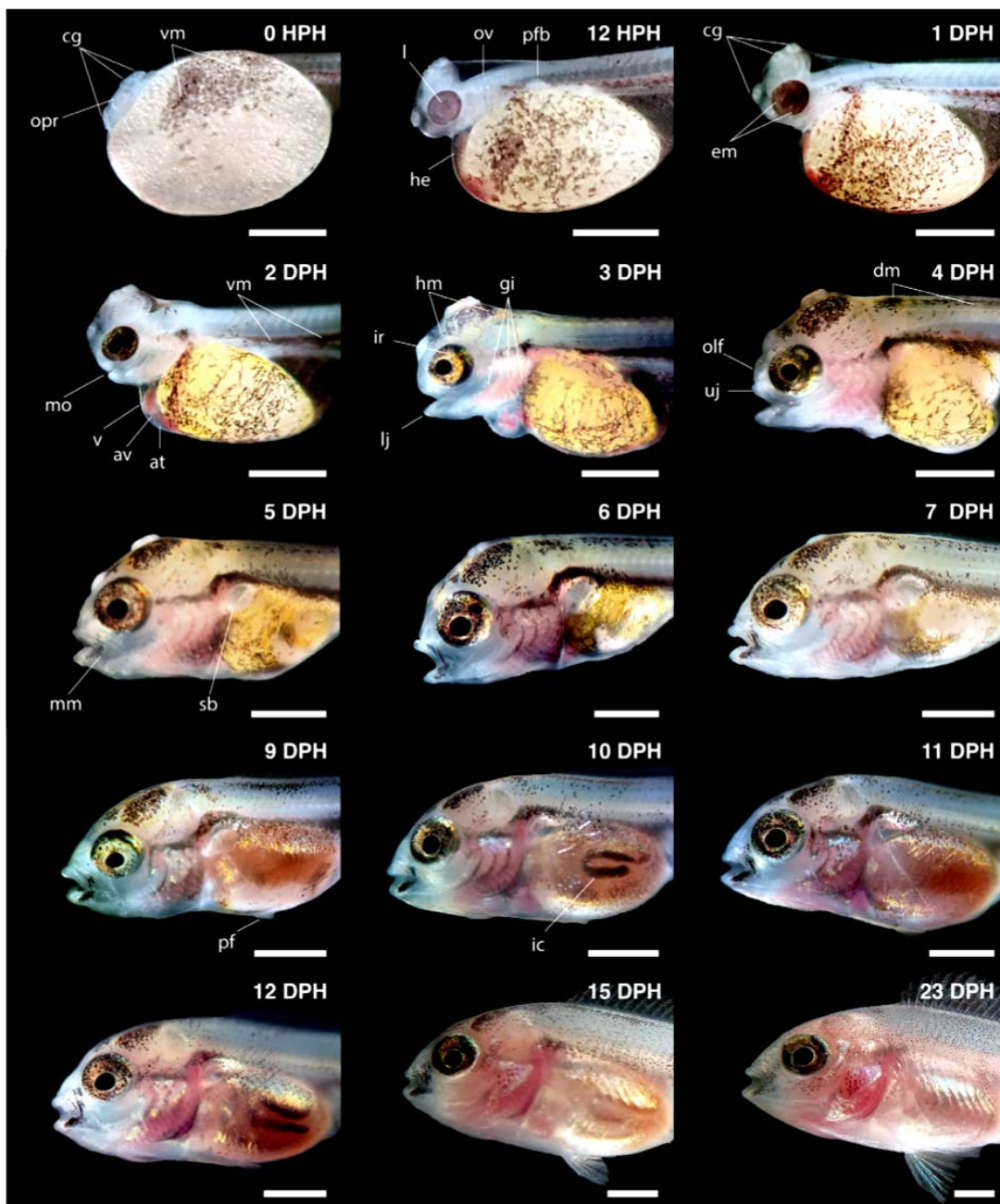


Abbildung 6: Die Kopfform der Larven/Fischartentwicklung

HPH: hours post hatch (Stunden nach dem Schlupf); DPH: days post hatch (Tage nach dem Schlupf)

Insgesamt gesehen ist es den Autoren gelungen, eine beeindruckende Anzahl von hochaufgelösten Bildern zu generieren, die eine sehr genaue Analyse der Embryonalentwicklung von *Vieja fenestrata* erlaubt.

Contreras-Tapia RA, Benítez-Díaz Mirón MI, Garza Mourifo G, Castellanos-Páez ME. From hatching to juvenile: Larval development of *Vieja fenestrata* (Teleostei: Cichlidae). *J Environ Sci Health A Tox Hazard Subst Environ Eng.* 2021; 56(13): 1357-1366. doi: 10.1080/10934529.2021.1997281.

Unsere Veranstaltungen im Februar

Am 04.02.2025: Jahreshauptversammlung 2024 (nur für Vereinsmitglieder)

Text: Michael Gruß

Auch in diesem Jahr ist der erste Vereinsabend im Februar wieder unserer Jahreshauptversammlung – einer Veranstaltung nur für Vereinsmitglieder – vorbehalten, auf der neben der Rückschau auf das Jahr 2024 auch die Vereinsleitung zu wählen und das Vereinsjahr 2025 zu planen ist – machen Sie also rege von Ihrem Recht auf Mitbestimmung Gebrauch und beteiligen Sie sich aktiv an dieser Veranstaltung!

Bitte beachten Sie dazu besonders die **Einladung zur Jahreshauptversammlung** inklusive der Tagesordnung, die **im vereinsinternen Teil dieses Rundbriefes** nachzulesen ist.

Am 18.02.2025: Dr. Dieter Hohl: „Vivaristische Eindrücke eines Prag-Besuches“

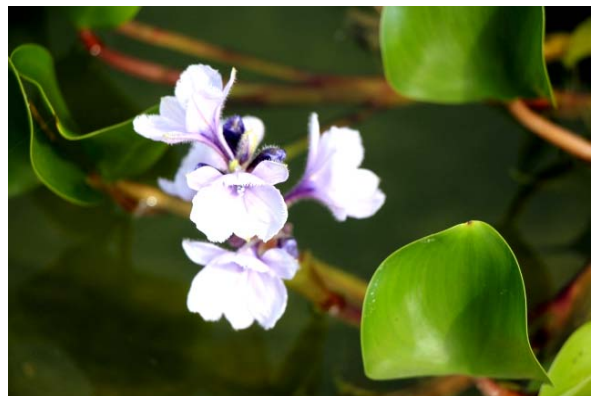
Text und Abbildungen: Dr. Dieter Hohl

Es ist wahrscheinlich vielen Vivaristik-Freunden so nicht bekannt, aber zu jenen Ländern, in denen vor rund 150 Jahren die Geburtsstunde der Vivaristik schlug und in denen seither diese zur wissenschaftlich orientierten Freizeitbeschäftigung breiter Teile der Bevölkerung wurde, gehört neben England, Frankreich, Deutschland, den USA usw. auch Tschechien, dessen vivaristische Leistungen und Traditionen aufgrund der Sprachbarriere weniger populär wurden. Zum Beispiel steht noch immer im internationalen Ranking Tschechien als Aquarienfisch-Exportland an dritter Stelle in der Welt. Aber schon Jahrzehnte zuvor genossen tschechische Aquarianer und Wissenschaftler international hohe Anerkennung, zahlreiche Kontakte und Freundschaften waren die Folge, zumal der visafreie Verkehr zwischen der DDR und der Tschechoslowakei 1972 ermöglicht wurde. Damit benötigte man keine Erlaubnis und „Reiseanlage“ mehr, die widerlichen und diskriminierenden Grenzkontrollen blieben allerdings bestehen.

In Folge meines Beitrages über *Amatitlania sajica* (AT 28 (10) 1981: 339-341) erhielt ich eine Reaktion eines jungen tschechischen Aquarianers und Ichthyologen, Dr. Jindřich Novák, und bald war ich zu einem ersten Besuch bei ihm in Prag - der Beginn einer lebenslangen Freundschaft! Nicht nur zahlreiche Cichliden wechselten im Ergebnis die noch immer streng bewachte Landesgrenze, sondern auch gegenseitige Vortragsbesuche und Publikationen in den Fachzeitschriften sowie weitere Kontakte zu Aquarianern entstanden. Erinnerung sei nur an Vorträge von Dr. Novák zur XI. Zentralen Tagung der DDR-Vivaristik am 8. September 1984 in Berlin über den Beitrag der Vivaristik zur Wissenschaft oder auch in unserem Verein (damals Fachgruppe genannt) am 16.10.1986 über mittelamerikanische Cichliden. Entsprechend war auch ich in der Folge häufiger zu Gast bei tschechischen Aquarianern, so zu Vorträgen im legendären „Tatra Club“ in Prag, bei der Tagung der Großcichlidenfreunde in Slapy oder einer Tagung in Brünn.



Gavialis gangeticus, Zoo Prag



Reussia rotundifolia, Botanischer Garten Prag

Im Sommer 2024 weilte ich wieder einmal für einige Tage in Prag, vordergründig um meinen langjährigen Freund Dr. Novák zu besuchen, aber auch meiner Familie diese faszinierende und sich ständig verändernde Stadt zu zeigen. Vor allem aber auch, um neue vivaristische Eindrücke von

Örtlichkeiten zu gewinnen, die ich trotz vieler Besuche in der Vergangenheit noch nicht kennen gelernt hatte. Schwerpunkte waren nicht nur der faszinierende Prager Zoo und der Botanische Garten, sondern auch ein neues, kommerzielles Aquarium in Prag, Mořský svět, sowie das obri aquarium mit seiner beeindruckenden Fischschädel-Präsentation in Hradec Králové. Im Vortrag sollen diese vier Einrichtungen vorgestellt werden: Sie sind - ebenso wie die Stadt Prag an sich - sehenswert und von Halle aus bequem dank Autobahn in drei Stunden erreichbar.

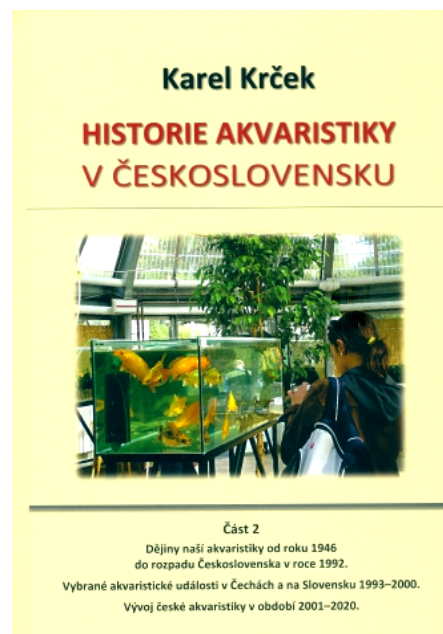
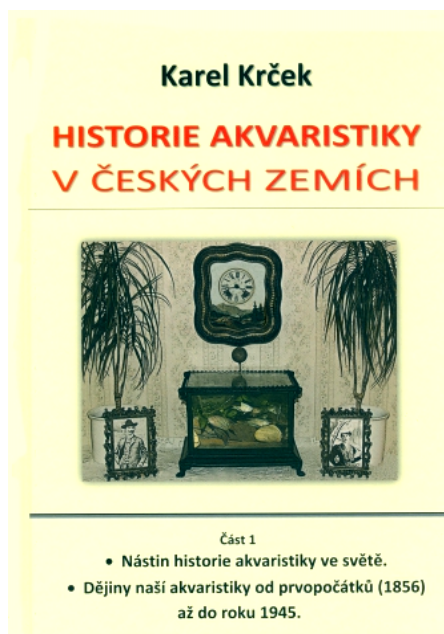


Hydrocynus vittatus, Mořský Svět



Parachromis managuensis, Hradec Králové

Neben diesen Einrichtungen soll aber auch ein Buch vorgestellt werden, von dessen Herausgabe ich erstmals bei diesem Besuch Kenntnis erhielt - für mich ein sensationelles Werk. Weltweit gibt es hunderte, mehr oder weniger brauchbare, Bücher mit vivaristischer Thematik. Mangelware hingegen sind aber umfassende Publikationen zur Geschichte der Vivaristik - lediglich aus Deutschland sind entsprechende Werke bekannt, im Wesentlichen von den Verbänden VDA und DGHT herausgegeben. Umso faszinierender ist, dass in den letzten Jahren in Tschechien von Karel Krček ein zweibändiges Werk zur Geschichte der Vivaristik herausgegeben wurde. Allein der Umfang ist einmalig und dennoch nicht ganz komplett, aber das kann ein Einzelner wohl auch nicht leisten. Der erste Band (erschienen 2016) behandelt die Geschichte der tschechischen Vivaristik von 1856 bis 1945 und umfasst 588 Seiten. Der zweite Band (erschienen 2021) umfasst sogar 1217 Seiten (= 3,5 kg) und befasst sich mit der vivaristischen Geschichte von Tschechien bzw. der Tschechoslowakei von 1946 bis 2020. Trotz der tschechischen Sprache sind diese beiden Bände durch ihre vielen Abbildungen und Daten einmalig und geben auch dem Sprachunkundigen eine Vielzahl von Informationen. Mich haben diese Bände fasziniert und deshalb sollen sie im Vortrag ebenfalls kurz behandelt werden, vor allem auf Grund der vielen vivaristischen Kontakte zwischen tschechischen und DDR-deutschen Vivarianern.



Unsere Veranstaltungen im März

Am 04.03.2025: Gerald Reiff: „Herpetologische Beobachtungen auf der Insel Rhodos, Teil 1: Die Stadt Rhodos“

Die Insel Rhodos liegt im griechischen Ägäis-Meer und ist mit 1398 km² die viertgrößte griechische Insel. Rhodos ist im Vergleich zu anderen Ägäis-Inseln eine recht grüne Insel. Große Teile sind mit Kiefern- und Eichenwäldern bedeckt. Im Süden gibt es eine dichte Macchia-Wildnis.

Auf der Nordspitze der Insel liegt die Hauptstadt Rhodos-City mit einer eindrucksvollen Altstadt und einer modernen Neustadt. Rhodos-City ist ebenfalls eine sehr grüne Stadt mit zahlreichen Parkanlagen und öffentlichen Gärten. In diesen Naturoasen konnten sich eine Vielzahl von Reptilien und einige Amphibien ansiedeln, welche im Vortrag vorgestellt werden.



Festungsanlagen auf Rhodos



Hardun (*Laudakia stellio daani*)



Westkaspische Schildkröte (*Mauremys rivulata*)



Schlanknatter (*Platyceps najadum*)

Am 18.03.2025: Norman Behr (Teutschenthal): „Lebensraum Anden - Endemiten in Gefahr“

Text und Abbildungen: Norman Behr



In den Anden im Westen Südamerikas liegen die Quellen der größten Ströme des gesamten Kontinents. Doch nicht nur die Wassermassen der Flüsse im Flachland sind beeindruckend, sondern auch die Vielzahl an kleinen Bächen und Flüssen, welche die Gebirgsflanken hinunter stürzen. Über die Jahrtausende haben sich diese in den Boden eingegraben und bildeten so nach und nach Täler, die sie immer weiter von anderen Wasserwegen isolierten. Auch wenn viele dieser Bäche, gerade in den Hochanden durch unwirtliche Lebensbedingungen wie Kälte, starke Strömung und Nährstoffmangel nur einer stark begrenzten Auswahl an aquatischen Wirbeltieren Lebensraum bieten, ist die Artenfülle weniger Familien umso größer, welche genau diese ökologischen Nischen besetzen. Gerade die Isolation von einzelnen Bächen begünstigt die Bildung neuer, endemischer Arten. Und so findet sich ein Füllhorn an verschiedenen Arten, die sich in den Gebirgsbächen zu behaupten wissen.

Doch diese Gewässer stehen durch direkte und indirekte menschliche Aktivitäten unter stetig wachsender Bedrohung. Sie betrifft in erster Linie die lokalen Biotope und entsprechend auch die dort vorkommenden Endemiten, aber auch globaler betrachtet sind die Auswirkungen sowohl für Flora und Fauna als auch für den Menschen spürbar.



Seit 2019 bin ich in verschiedenen Regionen der Anden Perus und Ecuadors unterwegs gewesen und habe dabei viele kleine und große Biotope kennenlernen dürfen. Viele davon haben mich in Staunen versetzt, andere aber auch mit Wehmut und Bestürzung.

Ich werde nicht müde, weiterhin die Bäche und Flüsse der Anden zu bereisen, um die noch vorhandene Artenfülle dokumentieren zu können. Bei einigen sind jedoch gerade die Endemiten durch die durch den Menschen verursachten Einflüsse auf die Umwelt unwiederbringlich verloren. In dem Vortrag geht es um die Bedrohungen, denen die Gewässer der Anden und deren Bewohner ausgesetzt sind. Als besonders betroffene werden die auf den vergangenen Reisen gefundenen Endemiten ebenfalls mit vorgestellt.

Vor 30 Jahren – Zum ersten Mal nach Sri Lanka

Text und Abbildungen: Hans-Jürgen Ende

Seit ich Arend van den Nieuwenhuizens Serie „Sri Lanka – Perle im Indischen Ozean“ 1985/86 in der DATZ gelesen hatte, träumte ich von dieser Insel. Welch eine Vielfalt von Fischen, speziell Barben, wie viele andere Tiere, was für eine Landschaft. Leider war es zur damaligen Zeit wirklich nur ein Traum, die politischen Verhältnisse gaben es nicht her.

Im Herbst 1994 erfuhr ich, dass ein Berliner Mitglied des Arbeitskreises „Barben-Salmler-Schmerlen-Welse“ (BSSW) wieder einmal eine Reise dorthin gebucht hatte. Fragen kostet ja nichts, dachte ich mir - er versuchte es im Reisebüro und ich hatte den letzten Platz im Flugzeug.

Am 21. Januar 1995 ging es dann endlich los. Nach knapp neuneinhalb Stunden landeten wir auf dem Flughafen Colombos, Negombo. Uns empfingen etwa 30°C. Nach zweieinhalb Stunden Bustransfer kamen wir in unserem Hotel in Beruwela an. Zur Entspannung nahmen wir dann erst einmal ein Bad im Indischen Ozean und machten anschließend einen Strandspaziergang. Meine Reisebegleiter wurden ständig von Einheimischen begrüßt, kein Wunder, waren sie doch schon zum neunten Mal in diesem Hotel.

Unsere erste Fahrt sollte zum Kottawa-Forest gehen, ein Gebiet, welches wohl vielen Aquarianern bekannt ist. Wir mieteten uns einen Kleinbus und am nächsten Tag fuhren wir frühzeitig ab. Für mich als Neuling waren die Verkehrsverhältnisse grauenhaft, ich sah im Geist ständig Verkehrsunfälle, aber unser Fahrer hatte alles im Griff. In Galle geschah es dann, nein, kein Unfall, aber wir verpassten die richtige Ausfahrt. Das merkten wir aber erst einige Zeit später. Also weiter. Irgendwann fanden wir dann an einer Straßenabzweigung einen Bach. Wir hielten natürlich sofort an. Obwohl weit und breit kein Haus zu sehen war, stellten sich schon bald Leute ein, welche uns interessiert zusahen. Ich merkte bald, dass meine normalen Gummistiefel zu kurz waren, mein Mitreisender mit seinen langen Wasserstiefeln konnte sich dafür im Bach bewegen, wie er wollte. (Die Stiefel waren meiner Unerfahrenheit und Gutgläubigkeit geschuldet, so etwas hatte ich später nie mehr mit. Ich bin dann nur noch mit Sandalen ins Wasser gegangen.) Ebenso merkte ich, dass meine Fangnetze viel zu klein waren, das andere Netz maß 60 x 30 cm. Nun ja, ich musste noch viel lernen. Gefunden haben wir dort Schlankbärblinge, *Rasbora daniconius*, Zwerghechtlinge, *Aplocheilus parvus*, Zweipunktbarben, *Pethia ticto* und Schwarze Spitzschwanzmakropoden, *Pseudosphromenus cupanus*. Als wir dem Bach folgten, kamen wir zu einem Reisfeld. Dort wurde auch ich mit meinem Netz fündig. In dem Bewässerungsgraben fing ich *Lepidocephalichthys thermalis*, Indische Steinbeißer. Nach weiteren zwei Kilometer Fahrt kamen wir an einen größeren Bach. Dort fingen wir neben *Rasbora daniconius* Werners Streifenhechtlinge, *Aplocheilus werneri*, Perlmutterbärblinge, *Rasboroides vaterifloris* und wieder *Pseudosphromenus cupanus*.

Zwei Tage später besuchten wir einen kleinen Botanischen Garten, etwa 15 km von Beruwela entfernt. Der Garten ist in Hanglage sehr schön angelegt. Was uns besonders lockte, war die Wasserpflanzenanlage. Leider war durch extreme Wasserknappheit am Ende der Trockenzeit nicht viel davon zu sehen. Auf der Rückfahrt fanden wir bald wieder einen Bach, welcher aus einem hügeligen Gelände kam und Reisfelder bewässerte. Natürlich fanden wir an den tiefen und breiten Stellen des Baches wieder *Rasbora daniconius* und Killifische, von oben schön durch den Killifleck zu erkennen, im Reisfeld des Unterlaufes *Lepidocephalichthys thermalis* und im oberen Reisfeld junge Schlangenkopffische. In einem kleinen Nebenbach fanden wir noch Bitterlingsbarben, *Rohanella titteya*, und auch wieder *Pseudosphromenus cupanus*. Über die Zugehörigkeit der jungen Schlangenkopffische bestand allerdings keine Klarheit, es konnten *Channa striata* oder *Channa orientalis* gewesen sein.

Da wir vom Leiter des Arbeitskreises BSSW die Adresse eines Züchters mitbekommen hatten, fuhren wir am nächsten Tag zu ihm. Im Vorbeifahren sahen wir einen Jungen stehen, welcher größere Fische verkaufte. Wir hielten an, um uns diese Welse, wie wir dachten, anzusehen. Es waren aber etwa 40 cm große *Channa striata*, Quergestreifte Schlangenkopffische. Irgendwann erreichten wir dann die Züchterei „Lanka Aqua“. Da wir aber eine Tag zu zeitig dort waren, war der Inhaber Norbert Woelfel nicht da. Seine Frau empfing uns aber und zeigte uns die Zuchtanlage. Auf der Rückfahrt sahen wir vor einem Geschäft einen roten Pkw stehen und ein Weißer mit Bart kam heraus. Das konnte nur Norbert sein. Wir fuhren wieder mit ihm zurück. Wir verbrachten dann noch drei Stunden bei ihm. Er erklärte uns seinen Ausstieg in Deutschland, die Übersiedlung nach Sri Lanka zehn Jahre zuvor und seinen Werdegang dort. In seiner Anlage am Haus zog er die Jungfische bis etwa einem Zentimeter und schickte sie dann zu einer Aufzuchtstation in die Berge, da dort die Wasserverhältnisse besser waren. Von dort erfolgte der Export bzw. der Verkauf im Inland. Leider waren bei ihm keine einheimischen Fische im Angebot.

Einige Tage später mieteten wir uns ein Motorboot und fuhren den Bentota-Ganga etwa 15 bis 20 Kilometer aufwärts. Während der Fahrt gab es, zumal für mich Neuling, allerhand zu sehen. Gleich

zu Beginn der Fahrt sahen wir eine Hausmüllkippe, welche in den Fluss hineinragte (Jahre später war darauf ein Gemüsemarkt). Dort sahen wir Warane, welche nach fressbarem suchte. Während der Weiterfahrt konnten wir aber doch noch Naturbeobachtungen anstellen. Wir sahen Bäume, welche als Schlafstätte für Fliegende Hunde, *Pteropus giganteus*, dienten, beobachteten Fischreiher, Fischadler und andere Vögel. Was wir suchten, aber während der ganzen Fahrt nicht fanden, waren Krokodile und auch Schildkröten. Wir befuhren dann einen Nebenarm oder Zufluss des Bentota-Ganga und fanden dort große Felder von *Aponogeton crispus*, der Krausen Wasserähre, und Lotosblumen.



Schwarzer Spitzschwanzmakropode
(*Pseudosphromenus cupanus*)



Ceylonmakropode (*Belontia signata*)



Quergestreifte Schlangenkopffische
(*Channa striata*)



Kiemensackwelse (*Heteropneustes fossilis*)

Tage später fahren wir Richtung Ratnapura. Bei Horana fanden wir einen Bach, welcher parallel zu Straße floss. In dem trüben Wasser fingen wir *Rasbora daniconius*, *Pethia ticto* und erstmals hatten wir *Danio malabaricus*, Malabarbärblinge, im Netz. Im nebenliegenden Reisfeld fanden wir *Lepidocephalichthys thermalis*, *Pseudosphromenus cupanus*, einen Kiemensackwels und Schlangenkopffische. Etwa 500 m weiter fingen wir in einem kleinen Bach *Pethia ticto* und *Lepidocephalichthys thermalis*.

Mein Begleiter wollte unbedingt Purpurkopffarben, *Pethia nigrofasciatus*, mitnehmen. Ich verstand das nicht, die waren und sind doch ständig im Angebot des Zoofachhandels, aber der Wille des Menschen ist sein Himmelreich, oder so. Wir bekamen auch einen Hinweis, wo es welche geben sollte. Wir landeten an einem Fluss, wenn ich einen Einheimischen richtig verstanden habe, war es der Hiwila-Ganga. Er war fünf bis sechs Meter breit und zwischen 30 bis 100 Zentimeter tief. Wir fanden *Rohanella titteya*, *Pethia nigrofasciatus*, *Dawkinsia filamentosa*, die Schwarzfleckbarbe, junge *Belontia signata*, Ceylonmakropoden, und auch wieder *Danio malabaricus*. Weiterhin fanden wir dort zwei *Aponogeton*-Arten.

Das nächste Ziel haben wir auf der Karte ausgesucht. Wir fahren nach Talgaswela. Der Ort sollte, von unserer Anfahrt gesehen, hinter dem Gin-Ganga (ach so, Ganga = Fluss, Oya = Bach) liegen. Wir erreichten aber einen Bach. Dort fanden wir *Rasbora daniconius* und *Puntius vittatus*, die Streifenbarbe. Als wir durch den Ort gefahren waren, fanden wir auch den Fluss. Etwas falsch

gedruckt auf der Karte. Dort fingen wir zu unserer Überraschung *Schismatogobius deraniyagalai*, eine Rothalsgrundel, welche eigentlich viel weiter nördlich vorkommen sollte.

Unsere letzte Fahrt führte und dann endlich zum Kottawa-Forest und genauer zum Kottawa-Oya. Dieses Mal fanden wir auch die richtige Ausfahrt aus Galle und nach 14 Meilen oder Kilometern, ich weiß es nicht mehr, kamen wir an den Bach, welcher die Straße quert. Dieser Bach vereint mehrere Biotope. Rechts der Straße fließt er von einem Felsen mit entsprechenden Aushöhlungen des Bodens und auch eingelagerten Fels- bzw. Steinbrocken. Er ist durch viele Bäume stark abgeschattet. Dort fanden wir die Orangefleck-Bachscherle *Schistura notostigma*. Links der Straße fließt der Kottawa-Oya etwa 400 bis 500 Meter als Regenwaldbach weiter, dann unbeschattet. Wo er mündet, kann ich nicht sagen. Auf alle Fälle gehört er zum Gin Ganga-Flusssystem. Im Regenwaldbach fanden wir *Aplocheilus weneri*, *Malpultta kretseri*, den Marmorspitzschwanzgurami, *Belontia signata*, *Rasbora daniconius*, *Rasboroides vaterifloris*, *Danio malabaricus*, *Rohanella titteya* und *Pethia nigrofasciatus*.

Mit dieser Fahrt waren drei Wochen Traumurlaub viel zu schnell vorbei. Ich habe viel gelernt und konnte das dann bei weiteren acht Fahrten nutzen und auch vertiefen.



Schwarzfleckbarbe (*Dawkinsia filamentosa*)



Lepidocephalichthys thermalis



Rothalsgrundel
(*Schismatogobius deraniyagalai*)



Purpurkopfbarbe (*Pethia nigrofasciatus*)

(Dieser Beitrag erschien zuerst in aqua-terra-austria Heft 1/2025)