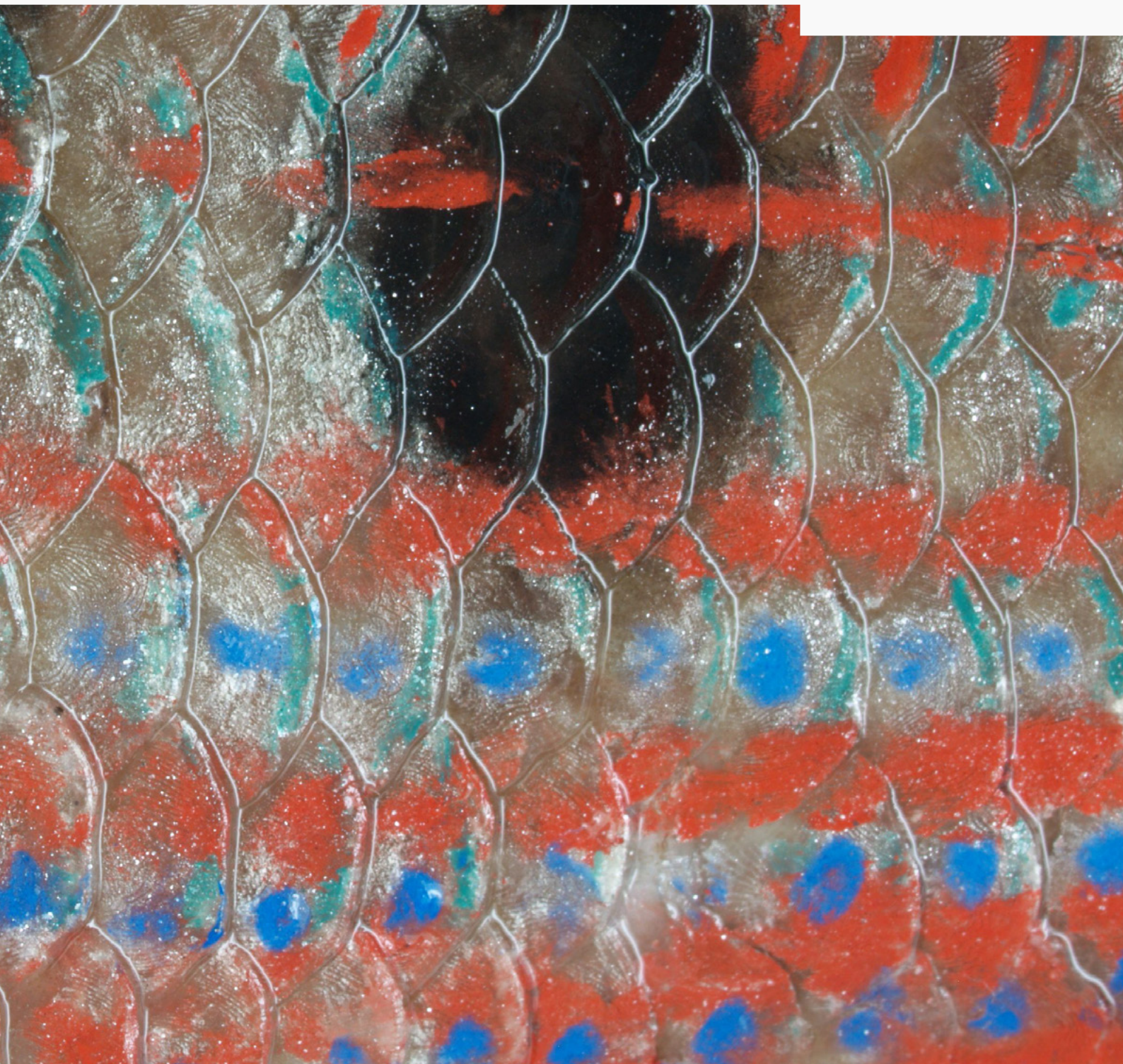


# Von bunten und unbunten Fischen

Herstellungstechnische Betrachtung eines kolorierten Nasspräparats aus der Fische Sammlung  
des Museums für Naturkunde Berlin

Edda Aßel



## Von bunten und unbunten Fischen

### Herstellungstechnische Betrachtung eines kolorierten Nasspräparats aus der Fische Sammlung des Museums für Naturkunde Berlin

Edda Aßel

Der Fund einiger weniger kolorierter Nasspräparate in der Fische Sammlung des Museums für Naturkunde Berlin gab den Anstoß, sich näher mit der Entstehung der Farbe bei Fischen und dem Erhalt derselben während der Präparation und Konservierung zu beschäftigen. Anhand eines bemalten Buntbarsch-Nasspräparats werden beispielhaft diese ungewöhnliche Gestaltungstechnik und das hierfür verwendete Herstellungsverfahren betrachtet. Bei dem Buntbarsch-Präparat handelt sich um einen der zahlreichen und oft fehlgeschlagenen früheren Versuche der Herstellung didaktischer, lebensähnlicher Präparate von Fischen für Ausstellungszwecke. Um diese historische – wie oft in Museumssammlungen nicht oder kaum dokumentierte – Präparationsmethode weiter zu erforschen, erfolgte neben der Literaturrecherche zusätzlich die Untersuchung der verwendeten Pigmente mithilfe der Röntgenfluoreszenzanalyse.

## Of coloured and uncoloured fish

### a look at the production of a coloured wet preparation from the fish collection of the Museum für Naturkunde Berlin

The discovery of a small number of colored wet specimens in the fish collection of the Museum für Naturkunde Berlin provided the impetus to take a closer look at the origin of colour in fish and its preservation during preparation and conservation. Using a painted cichlid wet specimen as an example, this unusual technique and the production process used for it are examined. The painted cichlid specimen is one of the numerous and often unsuccessful earlier attempts to produce didactic, life-like fish specimens for exhibition purposes. In order to further investigate this historical preparation method, which as is often undocumented or barely documented in museum collections, the pigments used were analysed using X-ray fluorescence analysis in addition to literature research.

Die Ichthyologische Nass-Sammlung des Museums für Naturkunde Berlin (MfN) umfasst etwa 130.000 Fischpräparate in ca. 50.000 Gläsern. Die meisten der überwiegend in 75%igen Ethanollösungen aufbewahrten Präparate zeigen einen silbrig-weißen bis gelblich-braunen Farbton (Abb. 1). Einen Großteil seiner bunten Farbe verliert ein Fisch schon unmittelbar nach dem Tod. Die Aufbewahrung in Fixierungs- und Konservierungsflüssigkeiten sowie der Einfluss von UV-Strahlung in Tageslicht und Ausstellungsbeleuchtung tun ihr Übriges, um die in Alkohol konservierten Fischpräparate der meisten Museumssammlungen kontrastarm zurückzulassen. Umso mehr fielen bei einem Gang durch die ichthyologische Sammlung des MfN mehrere bunt gefasste Nasspräparate auf (Abb. 2). Sie gaben Anlass, sich anhand eines Exemplars näher mit dem Farberhalt von Fischpräparaten generell und mithilfe eines 1895 vom Zoologen Max von Brunn (1875–1924) publizierten Verfahrens zur Bemalung von Alkoholpräparaten im Speziellen auseinanderzusetzen.<sup>1</sup>

Zusätzlich ergab sich die Möglichkeit, die zur farbigen Gestaltung des Präparats genutzten Pigmente im geochemischen Labor des MfN zerstörungsfrei mittels Röntgenfluoreszenz zu untersuchen.

<sup>1</sup> Historische Präparate aus der Fische Sammlung des MfN Berlin, typisch blasse Farbgebung



2 Eine Meerbarbe (Inv.-Nr. ZMB\_Pisces\_9490), ein Anemonenfisch (Inv.-Nr. ZMB\_Pisces\_39110) und ein Fünfflecken-Buntbarsch (Inv.-Nr. ZMB\_Pisces\_7006) – drei farbig gefasste Nasspräparate



## Farbe bei Fischen

Fische verfügen über unterschiedliche Pigmentzellen (Chromatophoren), die die Farbe ihrer Haut beeinflussen. Diese liegen größtenteils in der Lederhaut, aber auch in Oberhaut und teilweise sogar im Bindegewebe der inneren Organe.<sup>2</sup> Der farbgebende Mechanismus lässt sich grob in zwei Kategorien einteilen: Es gibt Farbzellen, in denen Teile des einfallenden Lichts absorbiert werden und solche, in denen das einfallende Licht reflektiert und an übereinander gelagerten kristallinen Plättchen gebrochen wird.<sup>3</sup> Zu den erstgenannten Farbzellen gehören die Melanophoren, in denen Melanin für eine dunkle schwarze oder braune Färbung sorgt. In den Xanthophoren und Erythrophoren werden Pterin und Carotin für Rot und Gelb gebildet.<sup>4</sup> Weiße Leucophoren und blaue Cyanophoren wurden bisher nur bei sehr wenigen Fischarten nachgewiesen.<sup>5</sup> In der Regel entstehen Weiß, Silber sowie irisierende Blau- und Grüntöne in den Iridophoren. Diese enthalten überwiegend kristalline Guanin-Plättchen, die das Licht je nach Schichtdicke anders reflektieren und brechen.<sup>6</sup> Die verschiedenen Farben der Fische resultieren also aus einer entsprechenden Kombination von Chromatophoren, die über einer lichtreflektierenden Guanin-Schicht liegen.<sup>7</sup> Die Verteilung der Pigmente in den einzelnen Pigmentzellen kann durch Nervenreize und den Einfluss von Hormonen variiert werden.<sup>8</sup> Durch die Ausbreitung der Pigment-Granula in den verästelten Chromatophoren oder einer Häufung im Zellzentrum entsteht ein anderer Farbeindruck. Auch durch eine Anpassung des Abstands und Winkels zwischen den Guanin-Kristallen kann ein Farbwechsel hervorgerufen werden.<sup>9</sup> So können viele Fische ihre Farbe zum Beispiel zur Tarnung, zum Anzeigen der Paarungsbereitschaft oder bei Stress teils innerhalb von Sekunden verändern.<sup>10</sup>

## Farberhalt bei Fischpräparaten

Fische verlieren einen Teil ihrer natürlichen Färbung bereits kurz nach ihrem Tod; ihre Konservierung führt zu einem weiteren Ausbleichen. In der Regel werden Präparate in Forschungssammlungen zunächst in einer 4%igen Formaldehydlösung<sup>11</sup> fixiert, um Autolyse und Zersetzung aufzuhalten, und anschließend schrittweise in eine etwa 75%ige Ethanollösung überführt. Es ist nur logisch, dass sich die mit der Präparation einhergehenden chemischen und physikalischen Veränderungen des Gewebes auch auf die Chromatophoren auswirken. Fixierungs- und Konservierungslösungen können sowohl Farbstoffe extrahieren als auch zu strukturellen Änderungen führen.<sup>12</sup>

Lipophile Farbstoffe, wie Carotin, lösen sich in Alkohol und werden schnell aus den Zellen herausgewaschen, während Pterine nicht in organischen Lösungsmitteln löslich sind und sich so wesentlich länger in Museumssammlungen erhalten.<sup>13</sup> Melanin hält sich von den Farbstoffen am längsten in historischen Alkoholpräparaten, verblasst aber erfahrungsgemäß bei häufigem Wechseln der Konservierungsflüssigkeit, der Verwendung von vergälltem Alkohol oder unter Lichteinfluss ebenso.

Darüber hinaus geht die Konservierung der Präparate in Alkohol mit einer Dehydrierung bzw. Schrumpfung des Gewebes einher. Das bewirkt auch eine Dimensionsänderung bei den für die Farben spezifischen Abständen zwischen den einzelnen Guanin-Kristallen. Lediglich Silber hält sich gut, die anderen Strukturfarben erscheinen bald weißlich.

## Ein ungewöhnlich bunter Buntbarsch

Als Konsequenz der Farbänderungen während des Konservierungsprozesses gab es zahlreiche Versuche, Konservierungslösungen zu entwickeln, die die Farbe erhalten. Der Ichthyologe Nikolai Borodin (1861–1937) empfiehlt 1930 für einen verbesserten Farberhalt bei Fischen 66,5 Teile einer 2%igen mit Kochsalz gesättigten Formaldehydlösung, 30 Teile einer 96%igen Ethanollösung und 1,5 Teile Holztee.<sup>14</sup> Diese Konservierungslösung ist jedoch undurchsichtig. Der ungarische Zoologe Mihály Rotairdes (1878–1950) untersuchte zehn Jahre später verschiedene Kombinationen aus Formaldehyd-, Glycerin-, Ethanol- und Zuckerlösungen, welche optisch teilweise vielversprechende Ergebnisse hervorbrachten, aber lediglich artenspezifisch anwendbar blieben oder zur Versprödung der Präparate führten.<sup>15</sup> Auch der Zusatz von verschiedenen Salzen wurde wiederholt erprobt.<sup>16</sup>

Die wohl bekannteste farberhaltende Methode ist das nach dem Mediziner Carl Kaiserling (1869–1942) benannte Verfahren, welches er bereits Ende des 19. Jahrhunderts für anatomische Präparate entwickelte. In einer Mischung aus Formaldehyd, destilliertem Wasser, Kaliumnitrat und Kaliumacetat werden die Präparate zunächst fixiert. Im Anschluss werden sie zeitweise in eine 80%ige Restitutionslösung zur Farbwiederherstellung überführt, um sie daraufhin in einer Mischung aus Wasser, Kaliumacetat und Glycerin aufzubewahren.<sup>17</sup> Kaiserling selbst veröffentlichte mehrere Versionen seines Rezepts mit unterschiedlichen Mischungsverhältnissen und auch andere Autoren wandelten es zu späteren Zeitpunkten ab.<sup>18,19</sup>

Da die Vorteile der vergleichsweise einfachen Alkoholkonservierung insbesondere in objektreichen zoologischen Sammlungen gegenüber der Aufbewahrung in anderen Konservierungslösungen bis heute stark überwiegen, wird der Farbverlust der Präparate in der Regel billiger in Kauf genommen.<sup>20</sup> Früher behelf man sich mit ausführlichen Beschreibungen und Skizzen der lebendigen Exemplare, heute mit Fotografien lebender Tiere. Wollte man in den Schau-sammlungen ein Fischpräparat in vermeintlich „natürlicher“ Farbe präsentieren, wurde der Fisch ausgenommen, ausgestopft, getrocknet und bemalt. Heute zieren meist lebensecht bemalte Kunststoffabgüsse die Ausstellungen.

Das für diese Arbeit untersuchte, einseitig bemalte, in 75%iger Ethanollösung aufbewahrte Flüssigkeitspräparat trägt die Inventarnummer ZMB\_Pisces\_7006. Laut Etikett und historischem Eingangskatalog der Fische-sammlung handelt es sich um einen Fünfflecken-Buntbarsch (*Hemichromis fasciatus* Peters, 1857) aus Gabun, der 1869 durch den Naturalienhändler und Präparator Edward Higgins gemeinsam mit zwölf anderen Fischen an das Zoologische Museum Berlin verkauft wurde. Die Tatsache, dass die farbige Gestaltung des Präparats in einem Brief, in dem Higgins das Konvolut dem damaligen Direktor des Zoologischen Museums Wilhelm Carl Hartwig Peters (1815–1883) anbietet,<sup>21</sup> unerwähnt bleibt und auch keines der anderen Exemplare aus der Sendung koloriert ist, lässt vermuten, dass der Buntbarsch erst zu einem späteren Zeitpunkt farbig gestaltet worden ist.

Heute ist umstritten, ob *Hemichromis fasciatus*, wie 1857 von Peters beschrieben, eine eigene Art darstellt. Über viele Jahre wurde sie mehrfach in neue Arten unterteilt – und immer wieder revidiert. Laut einer Studie von 2021, in der morphologische und genetische Untersuchungen sowie die Verbreitungsgebiete dieser Gruppe von Buntbarschen analysiert worden sind, unterteilt sie sich heute in drei separate Arten: *H. fasciatus*, *H. elongatus* und *H. camerounensis*.<sup>22</sup> Der Fundort des hier untersuchten Fisches macht es sehr wahrscheinlich, dass es sich tatsächlich um *H. elongatus* handelt.<sup>23</sup> Die beiden roten Punkte auf dem Kiemendeckel weisen allerdings darauf hin, dass als Vorbild für die Bemalung des Fisches ein *H. camerounensis* diente.<sup>24</sup>



3 Fünfflecken-Buntbarsch, Gabun, 1857, Inv.-Nr. ZMB\_Pisces\_7006, rechte Seite

Der Fisch hat eine Standardlänge<sup>25</sup> von 14,8 cm und wurde mit vorgestülptem Mund präpariert. Auf der rechten, unbemalten Körperseite ist seine natürliche Farbgebung während der über 150-jährigen Aufbewahrung in Ethanol fast vollständig verblichen. Mittig ist er gräulich weiß, dorsal eher braun (Abb. 3). Im Körperzentrum vom hinteren Ende des Kiemendeckels bis kurz hinter der Brustflosse sowie an Rücken-, Bauch-, und Afterflosse befinden sich Reste eines zähen, transparenten, bräunlichen Klebstoffs. Am Kiemen-

deckel scheint ein dunkler Fleck der natürlichen Musterung durch den Klebstoffrest hindurch. Die Beschuppung des Fisches ist hier beschädigt; eine Reihe ist entlang der Klebefläche aufgeworfen. Die rechte Bauchflosse ist abgeknickt und das Auge des Präparats ist eingefallen. Entlang der oberen Kante der Rückflosse und anhand von einzelnen überwiegend roten Farbpartikeln lässt sich die umseitige Bemalung erahnen.

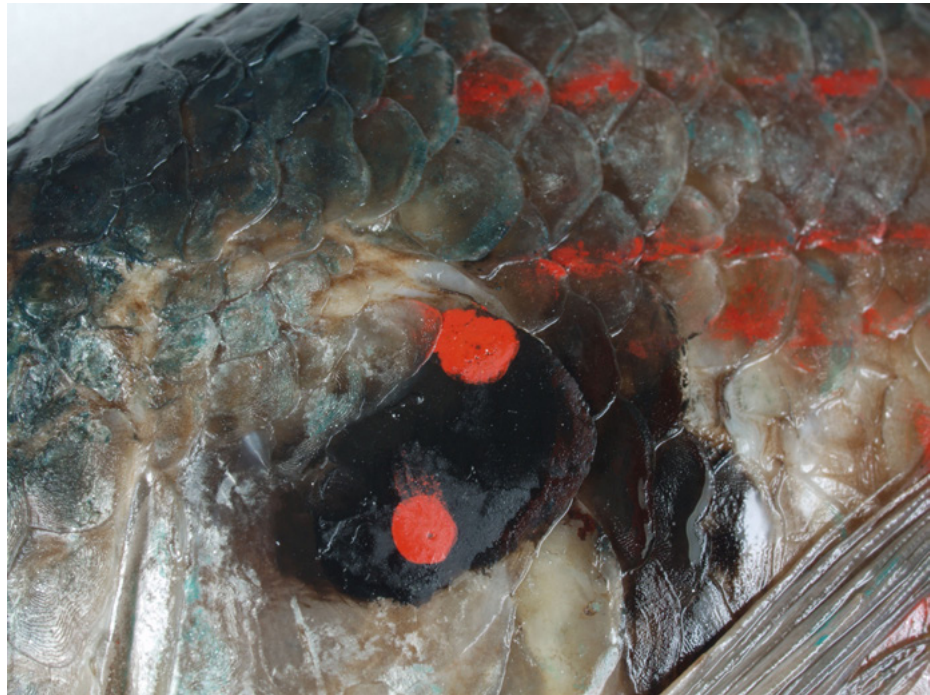


4 Fünfflecken-Buntbarsch, linke Seite

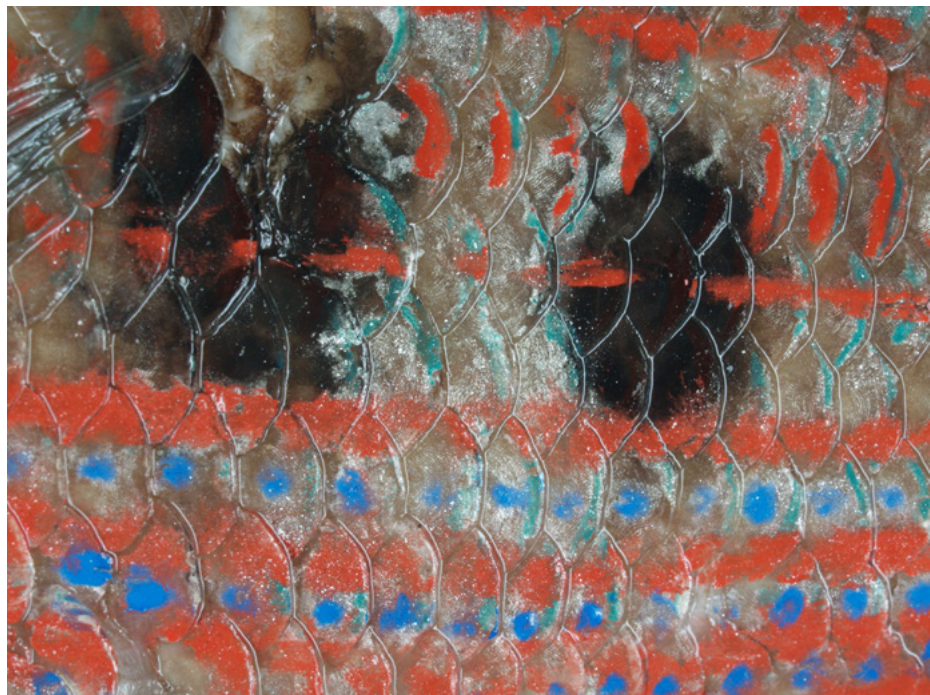
Auf der linken Körperseite sind einige Partien des Fisches farbig bemalt (Abb. 4). Im Gegensatz zur rechten Körperseite ist hier ein Glasauge eingesetzt. Der Kopf ist silbrig-grün gehalten und wird nach oben hin dunkler. Auch der Körper zeigt einen silbrigen Schimmer und verdunkelt sich zum Rücken hin. Die Farbe scheint sich hier teilweise bereits abgelöst zu haben. Die grünliche Farbgebung des Kopfes setzt sich jeweils halbmondförmig am äußeren Rand der Schuppen fort. Auf der Mittellinie weist das Präparat fünf große schwarze Flecken auf: der erste auf dem Kiemendeckel, der letzte auf dem Schwanzstiel. Die äußeren Ränder der Schuppen in den schwarzen Bereichen sind braun abgesetzt. Vereinzelt haben sich Schuppen gelöst.

Auf dem dunklen Fleck des Kiemendeckels liegen zwei kleinere rote Punkte (Abb. 5). Längs am Korpus, der Körperform folgend, verlaufen rote Streifen, die sich bauchseitig mit vier Reihen blauer Punkte abwechseln (Abb. 6). An den Flossen scheint der Farbauftrag nur unzureichend zu haften. Hier sind silbrig-grüne Farbreste zwischen den Flossenstrahlen zu finden. Die Schwanzflosse ist oben und unten rot gesäumt, die Rückenflosse rot-weiß gerändert.

5 Fünfflecken-Buntbarsch. Die roten Punkte auf dem Kiemendeckel weisen darauf hin, dass ein *Hemichromis cameronensis* Vorbild für die Bemalung des Fisches war.



6 Fünfflecken-Buntbarsch. Durch die Bemalung soll die changierende Wirkung der Pigmentierung des Fisches nachgestellt werden.



## Herstellungstechnik

Mit dem Ziel zur Eröffnung des Naturhistorischen Museums in Hamburg 1891 heimische Süßwasserfische möglichst naturgetreu – das heißt nicht auf dem „trockenen sitzend“ oder wie damals üblich hochkant aufgestellt in Standgläsern – auszustellen, entwickelte und beschrieb Max von Brunn eine Methode, Alkoholpräparate farbig zu gestalten, die er vier Jahre später veröffentlichte.<sup>26</sup> 1909 wird die Methode auch von Leonhardt und Schwarze aufgegriffen und in leicht abgewandelter Form erneut beschrieben.<sup>27</sup>

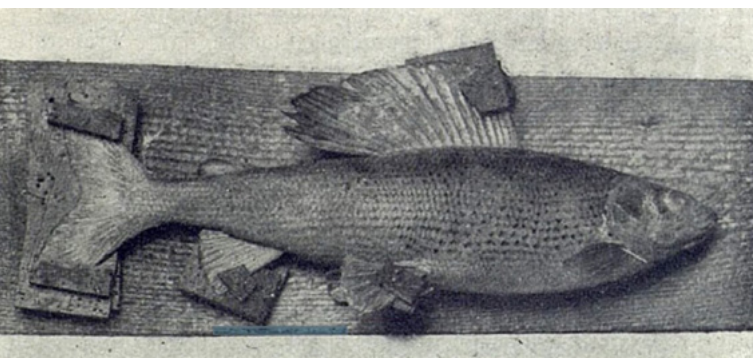
Brunn betont, dass für die Präparation ein gut erhaltenes, gesundes Exemplar mit vollständiger Beschuppung und möglichst ohne Beschädigungen ausgewählt werden sollte. Am besten eigne sich ein lebendes Tier, da an diesem zunächst Farbstudien durchgeführt werden könnten, um wichtige Merkmale wie z. B. Farbzeichnung, Muster sowie Form und Größe der Pupille genau zu dokumentieren. Anschließend soll der Fisch in einer 10%igen Ethanollösung abgetötet und nach etwa 30 Minuten mit einer weichen Bürste von Schleim und Schmutz befreit werden.<sup>28</sup>

Der nächste Arbeitsschritt besteht darin, das Präparat in einem flachen Gefäß zu positionieren, dessen Boden mit Holz oder Wachs ausgekleidet ist. Der Hinterleib sowie Rücken-, Schwanz- und Afterflossen sind so zu unterpolstern, dass sie in natürlicher Stellung entlang der Mittelachse des Fisches ausgerichtet sind.<sup>29</sup> Im Anschluss können alle auf der Schauseite sichtbaren Flossen aufgespannt und mithilfe von Insektennadeln vorsichtig, z. B. zwischen Korkplättchen, in der gewünschten Stellung fixiert werden (Abb. 7).<sup>30</sup> Nach dem langsamen Auffüllen des Gefäßes mit schrittweise höher zu konzentrierendem Alkohol empfiehlt Brunn, den Fisch je nach Größe in einer ca. 75%igen Ethanollösung für etwa sechs Tage erhärten zu lassen.<sup>31</sup> Bei größeren Fischen sollte zusätzlich eine Injektion von 75%igem Alkohol in After und Bauchraum in Betracht gezogen werden.<sup>32</sup>

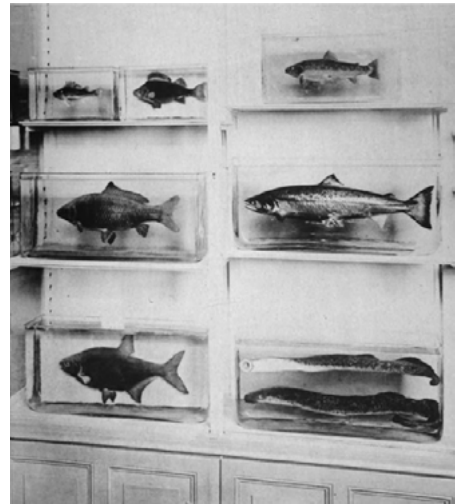
In der Beschreibung von Leonhardt und Schwarze wird, abweichend zu Brunns Angaben, auf eine Fixierung des Präparats mittels 3–4%iger Formaldehydlösung verwiesen. Die Zeitdauer des Verbleibs wird, je nach Größe, mit vier bis acht Tage angegeben innerhalb derer der Fisch lederhart und die Flossen steif werden.<sup>33</sup> Die Eingeweide können über einen ventralen Schnitt entfernt und die Bauchhöhle mit in Formaldehydlösung getränkter Watte ausgefüllt werden.<sup>34</sup>

Der so vorbereitete Fisch sollte daraufhin auf einer trockenen Unterlage platziert werden, wobei die Flossen mit feuchtem Fließpapier vor dem Austrocknen geschützt werden können.<sup>35</sup> Fett und eventuell am Präparat verbliebener Schleim können mit einer 80%igen Acetonlösung entfernt werden.<sup>36</sup>

Für die Bemalung des Fisches empfiehlt Brunn, Aquarell- oder Gouachefarben zu verwenden, wobei bleihaltige Pigmente wie Bleiweiß oder Chromgelb vermieden werden sollten, da sie durch den Schwefelwasserstoff, der bei der Zersetzung des Fisches entsteht, nachdunkeln könnten.<sup>37</sup> Auch bei Silber- und Messingbronzen könne dies vorkommen. Stattdessen schlägt er vor, zur Bemalung Permanentweiß, Zinkweiß sowie Aluminium- oder Goldbronze zu verwenden und mit Gummi arabicum<sup>38</sup> anzureiben.<sup>39</sup>



7 Fisch mit zum Härten aufgespannten Flossen



8 Von Dr. Max von Brunn präparierte Fische in Kastengläsern

Um die Farbwirkung besser beurteilen zu können, sollte das Präparat regelmäßig mit 75%-igem Alkohol befeuchtet werden.<sup>40</sup> Einige Stellen, wie der Kiemendeckel oder die Flossenstrahlen, nehmen die Farbe jedoch schlechter an. Hier raten Leonhardt und Schwarze zu einer Vorbehandlung mit Ochsen-galle als Netzmittel.<sup>41</sup> Beschädigte Flossen können mit Seidenpapier und einer dünnen Gelatineschicht vor dem Bemalen ausgebessert werden.<sup>42</sup> Eingefallene Augen ließen sich durch die Mundhöhle mit einem Draht von innen nach außen drücken und mit Watte hinterfüllen.<sup>43</sup>

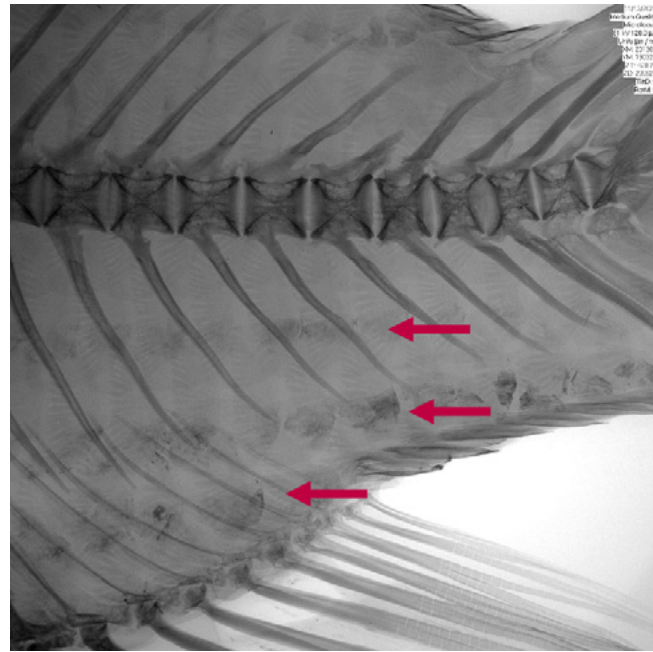
Die Befestigung des bemalten Fisches in einem Kastenglas (Abb. 8) beschreibt Brunn wie folgt: Zuerst ist der Fisch in der gewünschten Position auf die Rückwand des Glases zu platzieren, wobei der Hinterleib bei Bedarf mit Kork oder Holz unterlegt werden kann, um den Korpus und die Schwanzflosse in eine Ebene zu bringen. Von hinten ist nun mit Tusche am Glas die endgültige Position zu markieren. Im nächsten Schritt soll zunächst das Korkstück mittels flüssiger Gelatine am Fisch fixiert werden, anschließend ist eine zähflüssige, heiße Schicht Gelatine auf die Markierung aufzutragen und das Präparat im Glas zu befestigen. Bei Bedarf kann die Gelatine zur besseren Fixierung mit einem heißen Messer erneut erwärmt werden.<sup>44</sup> Nach dem vollständigen Erstarren kann das Gefäß mit 75%igem Alkohol aufgefüllt werden.<sup>45</sup> Leonhardt und Schwarze fügen hinzu, dass das Präparat alternativ auch mit Fäden an einer durchbohrten Glasplatte fixiert werden kann, die in das Schauglas eingesetzt wird.<sup>46</sup> Zudem kann die natürliche Umgebung des Tieres durch das Hinzufügen von Sand, Steinen oder Ästen nachgestellt oder die Rückwand des Glases mit einem Hintergrundbild versehen werden.<sup>47</sup> Für Eidechsen, Schlangen und Schildkröten ist das Verfahren in ähnlicher Form beschrieben.<sup>48</sup>

## Untersuchung der Pigmente

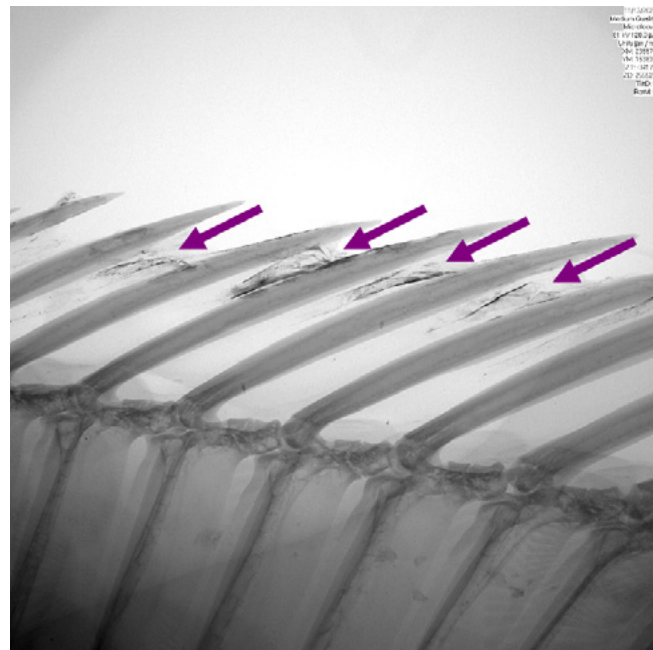
Bei der Betrachtung von Röntgenaufnahmen<sup>49</sup> (Abb. 9 und 10) des Präparats fällt auf, dass die Röntgenstrahlung in den rot und weiß gehaltenen Bereichen stärker absorbiert wird.<sup>50</sup> Dies kann als erster Hinweis auf die Verwendung von schwermetallhaltigen Pigmenten, wie Bleiweiß und Zinnober, betrachtet werden. Hier scheint Brunns Mahnung, auf bleihaltige Farben zu verzichten,<sup>51</sup> nicht beachtet worden zu sein.

Um die Pigmente weiter eingrenzen zu können, wurden zunächst Röntgenfluoreszenzuntersuchungen mit dem M6 Jetstream Scanner (Fa. Bruker) durchgeführt. Diese zerstörungsfreie Untersuchungsmethode ermöglicht nicht nur die Identifikation einzelner Elemente, sondern lässt auch Aussagen zu ihrer Verteilung auf der gemessenen Oberfläche zu. Je nach Auflösung und Messzeit ermöglicht diese Technik die Detektion von chemischen Elementen ab Aluminium. Elemente geringerer Ordnungszahl können in der Regel nicht identifiziert werden.<sup>52</sup>

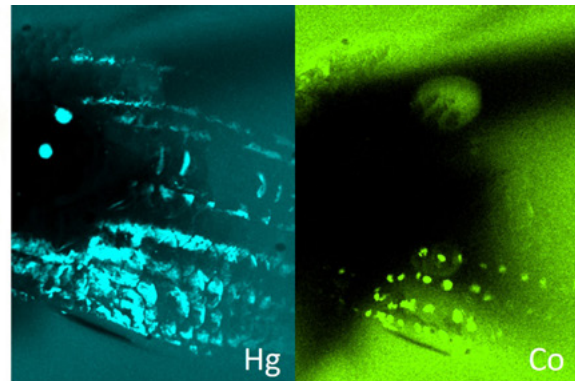
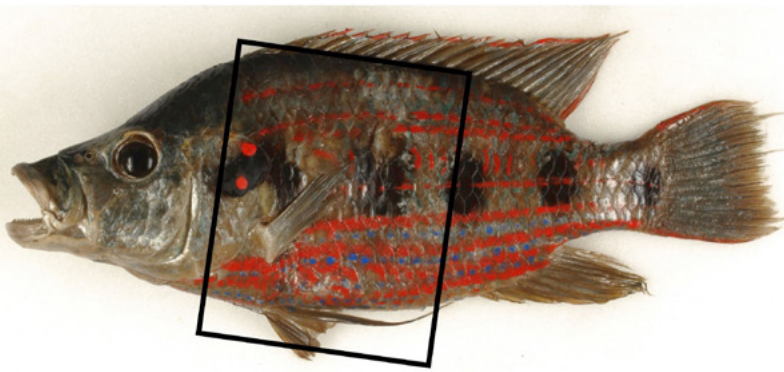
Um ein Austrocknen des Fisches während der Messung zu verhindern, wurde er möglichst luftblasenfrei in einen 75%igen ethanolhaltigen Polyethylen-Beutel umgesetzt, welcher anschließend auf dem Messtisch platziert wurde. Es stellte sich jedoch heraus, dass die Röntgenstrahlung durch die Konservierungsflüssigkeit teils sehr stark gestreut wird und die Ergebnisse daher insbesondere in den tieferliegenden Randbereichen des Präparats, wie z. B. an den unpaarigen Flossen, nur unzureichend auswertbar waren. Hier muss zukünftig eine geeignetere Methode zur Untersuchung von Nasspräparaten entwickelt werden. Trotz der Schwierigkeiten ließ sich eindeutig Quecksilber in den roten und Kobalt in den blauen Bereichen nachweisen (Abb. 11). Obwohl kein Aluminium in den blauen Partien belegt werden konnte, scheint hier doch die Verwendung von Kobaltblau ( $\text{CoAl}_2\text{O}_4$ ) wahrscheinlich. Vermutlich erschwert die Messung durch die Konservierungslösung hindurch die Detektion leichter Elemente zusätzlich.



9 Fünfflecken-Buntbarsch, Röntgenaufnahme:  
Die roten Steifen absorbieren das Röntgenlicht stärker  
als die umliegenden Bereiche



10 Fünfflecken-Buntbarsch, Röntgenaufnahme:  
In weiß pigmentierten Bereichen lässt eine erhöhte  
Röntgenabsorption auf die Verwendung von Bleiweiß  
schließen



11 Fünfflecken-Buntbarsch, Röntgenfluoreszenzanalyse  
Elementverteilung von Quecksilber (hellblau) und Kobalt (grün)

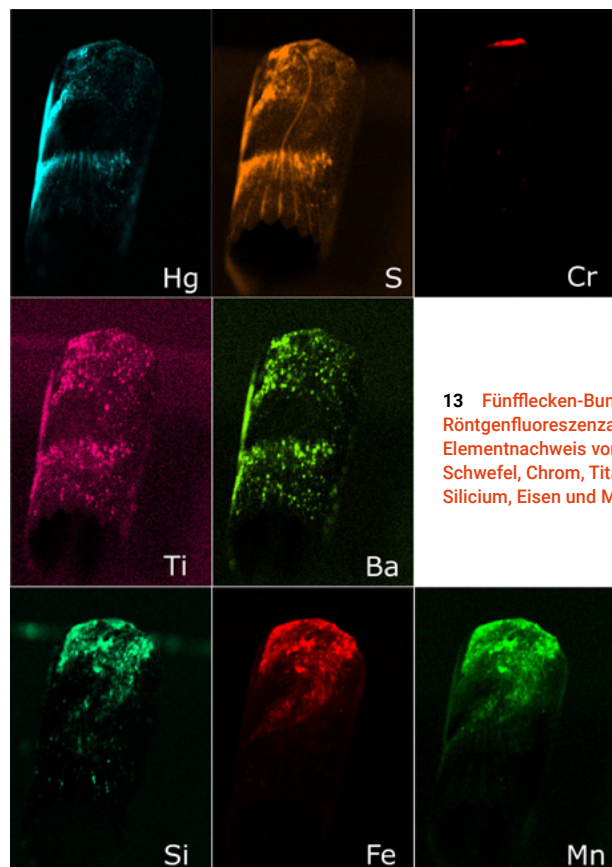
Für die weiteren Farbuntersuchungen wurde eine Schuppe, die sich am Boden des Aufbewahrungsglases befand, herangezogen. Dem Farbmuster nach stammt sie aus dem mittleren Bereich des zweiten dunklen Punkts auf der linken Körperseite des Präparats (Abb. 6). Unter dem Auflichtmikroskop lässt sich eine silbrige, grünliche und rote sowie braun-schwarze Farbgebung erkennen (Abb. 12).

Die verwendeten Pigmente auf der Schuppe wurden nach deren Trocknung mithilfe des M4 Tornado-XRF-Scanners (Fa. Bruker) untersucht. Durch das Messen unter Vakuum konnten hier wesentlich umfangreichere Ergebnisse als

bei der zuvor angewandten Methode erzielt werden. Die Verwendung von Zinnober bestätigte sich durch das Vorhandensein der Elemente Quecksilber und Schwefel, die in der roten Bemalung nachgewiesen werden konnten. An der grünen äußeren Kante ließ sich Chrom und in den silbernen Bereichen Titan und Barium belegen. Die schwarz-braune Farbe wird durch Eisen, Silicium und Mangan hervorgerufen (Abb. 13). Zusätzlich konnten Calcium und Phosphor als natürliche Bestandteile der Fischechuppe über ihre gesamte Fläche nachgewiesen werden. Die Ergebnisse der Messungen sowie die entsprechenden Vermutungen zu den verwendeten Pigmenten lassen sich in Tabelle 1 nachvollziehen.



12 Fünfflecken-Buntbarsch. An der getrockneten Schuppe konnte die Röntgenfluoreszenzanalyse im Vakuum vorgenommen werden



13 Fünfflecken-Buntbarsch, Röntgenfluoreszenzanalyse:  
Elementnachweis von Quecksilber, Schwefel, Chrom, Titan, Barium, Silicium, Eisen und Mangan

**Tabelle 1** Elementanalyse mithilfe des Cheetah EVO Röntgen-Flachbettscanners (Fa. Yxlon), des M4 Tornado-XRF-Scanners (Fa. Bruker) und des M6 Jetstream Scanners (Fa. Bruker)

Untersuchungsmethode	Farbe am Präparat	Nachgewiesene Elemente	Wahrscheinliches Pigment
M6 Jetstream	Blau	Kobalt	Kobaltblau
Cheetah EVO	Weiß	Nur indirekter Nachweis über höhere Röntgenabsorption	Bleiweiß
Cheetah EVO, M6 Jetstream, M4 Tornado	Rot	Quecksilber, Schwefel	Zinnober
M4 Tornado	Grün	Chrom	Chromoxydhydratgrün
M4 Tornado	Silber	Titan, Barium	Perlglanzpigment
M4 Tornado	Braun/Schwarz	Eisen, Silicium, Mangan	Erdpigmente (eventuell Kasseler Braun und Manganschwarz oder Brauner Ocker und Lampenschwarz)

### Schlussbetrachtung

Die natürliche Farbgebung von Fischen ist das Ergebnis komplizierter physiologischer Prozesse. Nicht weniger komplex und bis heute nur unbefriedigend gelöst ist der Farberhalt bei Nasspräparaten. Auch wenn es zahlreiche historische Rezepturen gibt, die den Farberhalt bei Flüssigkeitspräparaten zumindest verbessern sollen, bleibt es doch nahezu unmöglich, das ursprüngliche Aussehen eines lebendigen Fisches zu bewahren. Ein historischer Versuch, dieses Problem durch die Bemalung von Nasspräparaten zu umgehen und den Museumsbesuchern die Möglichkeit zu eröffnen, einen naturalistisch gefärbten Fisch zu erleben, wurde in diesem Beitrag betrachtet. Die oft unzulänglichen Ergebnisse früherer Versuche der Farberhaltung oder nachträglicher Kolorierung von Nasspräparaten sowie die Schwierigkeiten für eine langfristige Konservierung bei größeren Forschungssammlungen haben heute im Allgemeinen zum Verzicht auf solche Methoden geführt. Die häufig ebenso unbefriedigenden Resultate dermoplastischer Behandlung von Trockenfischen für Ausstellungszwecke wurden in der Gegenwart zu Recht überwiegend durch die Herstellung von Abgüssen mit möglichst lebensnaher Farbgebung nach fotografischen und filmischen Dokumenten ersetzt.

Mithilfe der Untersuchung des Buntbarsch-Präparats konnten zahlreiche Erkenntnisse zur Herstellungstechnik, den verwendeten Materialien, zum historischen Kontext und den vielfältigen früheren Versuchen einer anschaulich-lebensnahen Gestaltung von Präparaten gewonnen werden. Es wäre wünschenswert, ein kulturhistorisch interessantes Präparat, wie das vorgestellte, auch in der Ausstellung des MfN zu zeigen. Bis auf Weiteres wird der bunte Buntbarsch jedoch weiterhin als Teil der primär naturwissenschaftlich genutzten Nass-Sammlung in den Depots des Museums aufbewahrt werden.

**Edda Aßel M. A.**  
Museum für Naturkunde  
Invalidenstr. 43  
10115 Berlin  
[edda.assel@mfng.museum-berlin.de](mailto:edda.assel@mfng.museum-berlin.de)

## Anmerkungen

- 1 BRUNN 1895, S. 1–11
- 2 Es ist wissenschaftlich noch nicht abschließend geklärt, welchen Zweck eine Pigmentierung im Inneren eines Fisches oder anderer Wirbeltiere hat. Es wird jedoch vermutet, dass es sich u. a. um einen UV-Schutz für die inneren Organe handeln könnte. Vgl. SKÖLD ET AL. 2016, S. 204
- 3 SIMMONS 2014, S. 75–76
- 4 HARDER 1975, S. 420
- 5 Blaufärbung bei Fischen wird in der Regel mittels Interferenz hervorgerufen. Lediglich bei zwei Arten aus der Familie der Leierfische wird sie durch Lichtabsorption verursacht. Vgl. SKÖLD ET AL. 2016, S. 174
- 6 SKÖLD ET AL. 2016, S. 174
- 7 HARDER 1975, S. 421
- 8 SKÖLD ET AL. 2016, S. 186–191
- 9 HARDER 1975, S. 422
- 10 SKÖLD 2016, S. 195–203
- 11 Die wässrige Lösung von Formaldehyd wird auch als Formalin bezeichnet.
- 12 SIMMONS 2014, S. 76
- 13 HARDER 1975, S. 420
- 14 BORODIN 1930, S. 11–12
- 15 ROTAIRDES 1940, S. 175–204
- 16 HINTERWALDNER 1889, S. 211; CRAWFORD/BREDER 1922, S. 27
- 17 KAISERLING 1896, S. 775–777
- 18 KAISERLING 1896, S. 775–777; KAISERLING 1900, S. 203–217
- 19 KÖNIG/WINTER 2020, S. 34
- 20 Die Vorteile der Alkoholkonservierung zoologischer Präparate liegen unter anderem in der Einfachheit des Konservierungsverfahrens und der Wartung der Präparate, der guten Verfügbarkeit und relativ geringen Kosten sowie der geringen Toxizität von Ethanol im Vergleich zu Formaldehyd.
- 21 MfN, HBSB S-01-01-01, 1761, Blatt 3–4
- 22 BITJA-NYOM ET AL. 2021
- 23 BITJA-NYOM ET AL. 2021, S. 3782
- 24 BITJA-NYOM ET AL. 2021, S. 3797
- 25 Die Standardlänge bezeichnet in der Ichthyologie die Länge eines Fisches bis zur Basis der Schwanzflosse. Dieses Maß wird bevorzugt verwendet, da die Schwanzflosse insbesondere bei konservierten Tieren häufig beschädigt ist.
- 26 BRUNN 1895, S. 1–11
- 27 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 23–27
- 28 BRUNN 1895, S. 5–6
- 29 BRUNN 1895, S. 6
- 30 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 24
- 31 BRUNN 1895, S. 7
- 32 BRUNN 1895, S. 7
- 33 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 24
- 34 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 23–24
- 35 BRUNN 1895, S. 7
- 36 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 25
- 37 Im Text wird die Bezeichnung „Aquarell-Deckfarben (Gouache)“ verwendet. Vgl. BRUNN 1895, S. 178
- 38 Gummi arabicum ist gut löslich in Wasser, löst sich jedoch nicht in Alkohol. In einer am MfN durchgeführten Versuchsreihe wurde die Haltbarkeit von Gouache- und Aquarellfarbe in Ethanol-Wasser-Gemischen verschiedener Konzentrationen (0 %, 10 %, 20 %, 30 %, 40 %, 50 %, 60 %, 70 %, 80 %) getestet. Dabei konnte festgestellt werden, dass beide Farben ab einer Konzentration von über 50 % Ethanol eine gute Haltbarkeit aufweisen.
- 39 BRUNN 1895, S. 7
- 40 BRUNN 1895, S. 7–8
- 41 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 25
- 42 BRUNN 1895, S. 7–8
- 43 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 23–26
- 44 BRUNN 1895, S. 8
- 45 Diese Befestigungstechnik wird auch heute noch vereinzelt bei der Herstellung von Schaupräparaten am MfN eingesetzt, da sie eine „unsichtbare“ Montage der Nasspräparate auf einem Glasuntergrund ermöglicht. Das Auffüllen des Gefäßes darf jedoch erst nach dem vollständigen Erstarren der Gelatine erfolgen. Ist sie noch nicht vollständig durchgetrocknet, wird sie im Ethanolbad milchig.
- 46 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 26
- 47 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 23–26
- 48 LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 8
- 49 Das Röntgen von Fischpräparaten ist gängige Praxis, da so Bestimmungsmerkmale, wie z. B. die Anzahl der Flossenstrahlen, Wirbelkörper und andere Skelettelemente, zerstörungsfrei sichtbar gemacht werden können.
- 50 Die Röntgenaufnahmen wurden mit dem Cheetah Evo Röntgen-Flachbettscanner (Fa. Xylon) angefertigt.
- 51 BRUNN 1895, S. 7
- 52 Durch eine Heliumspülung des Messbereichs ist es ggf. auch möglich, leichtere Elemente bis maximal Natrium zu detektieren.

## Literatur

### BITJA-NYOM ET AL. 2021:

Arnold Roger Bitja-Nyom, Jean-François Agnèse, Antoine Pariselle, Charles Félix Bilong-Bilong, André Gilles und Jos Snoeks, A systematic revision of the five-spotted Hemichromis complex (Cichliformes: Cichlidae) from West Africa and Lower Guinea, with the description of a new species from Cameroon. In: *Hydrobiologia*, Bd. 848, Nr. 16, 2021, S. 3779–3803

### BORODIN 1930:

Nikolai Borodin, Effective method of preserving fishes in natural colour. In: *Mus. News* 8, 1930, S. 11–12

### BRUNN 1895:

Max von Brunn, Ein Beitrag zur Museumstechnik. In: *Abhandlungen aus dem Gebiete der Naturwissenschaften*, Bd. 13, 1895, S. 1–11

### CRAWFORD/BREDER 1922:

D. R. Crawford und C. M. Breder, Notes on the preservation of the colors of fishes. In: *Copeia*, Nr. 105, 1922, S. 25–30. <https://www.jstor.org/stable/i262618> [Zugriff: 12.08.2024]

### HINTERWALDNER 1889:

Johann Max Hinterwaldner, Wegweiser für Naturaliensammler. Eine Anleitung zum Sammeln und Conservieren von Thieren, Pflanzen und Mineralien jeder Art, sowie zur rationellen Anlage und Pflege von Terrarien, Aquarien, Volièren etc. Wien 1889

### KAISERLING 1896:

Carl Kaiserling, Über die Conservierung von Sammlungspräparaten mit Erhaltung der natürlichen Farben. In: *Berliner Klinische Wochenschrift*, Jg. 33, Nr. 35, 1896, S. 775–777

### KAISERLING 1900:

Carl Kaiserling, Über Konservierung und Aufstellung pathologisch-anatomischer Präparate für Schau- und Lehrsammlungen. In: *Verhandlungen der Deutschen pathologischen Gesellschaft*, zweite Tagung, 18.–22. September 1899, 1900, S. 203–217

### KÖNIG/WINTER 2020:

Karin König und Eduard Winter, Auf der Suche nach der Lösung. Vorschläge zum Umgang mit historischen Präparaten in unbekannten Konservierungsflüssigkeiten. Leipzig 2020

### LEONHARDT/SCHWARZE 1909:

Emil Erich Leonhardt und K. Schwarze, Das Sammeln Erhalten und Aufstellen der Tiere: Säugetiere, Vögel, Gliederfüßer, Kriechtiere, Lurche, Fische und Niedere Tiere nebst einer Einleitung über Sammeln und Erhalten im allgemeinen. Neumann 1909

### ROTAIRDES 1940:

Mihály Rotarides, Az állattani szemléltetés problémái a múzeumban. In: *Annales historico-naturales Musei nationalis hungarici*, Jg. 33, 1940, S. 175–204

### SIMMONS 2014:

John E. Simmons, *Fluid Preservation. A Comprehensive Reference*. Lanham Maryland 2014

### SKÖLD ET AL. 2016:

Helen Nilsson Sköld, Sara Aspengren, Karen L Cheney und Margareta Wallin, Fish Chromatophores – From Molecular Motors to Animal Behavior. In: *International Review of Cell and Molecular Biology*, Bd. 321, 2016, S. 171–219. <https://doi.org/10.1016/bs.ircmb.2015.09.005> [Zugriff: 19.08.2024]

## Abbildungsnachweis

### Abb. 1

Carola Radke, MfN

### Abb. 2–6, 9, 10, 12

Edda Aßel, MfN

### Abb. 7

LEONHARDT/SCHWARZE 1909, S. 24

### Abb. 8

BRUNN 1895, S. 11

### Abb. 11, 13

Felix Kaufmann, MfN

### Titel:

Detail aus Abb. 6

## Lizenz

Dieser Beitrag ist unter der Creative-Commons-Lizenz CC BY-NC-ND 4.0 veröffentlicht.

