特集：研究する動物園 4

第 17 回日本野生動物医学学会大会 学術委員会主催自由集会 2011 年 10 月 1 日 (土)

水族館魚類の臨床や保全に関する研究

伊東隆臣

大阪・海遊館 〒552-0022 大阪市港区海岸通 1-1-10

The Research of the Clinical Medicine and the Conservation of Fish in Public Aquariums

Takaomi ITO

Osaka Aquarium Kaiyukan, Osaka Aquarium Kaiyukan, 1-1-10 Kaigan-dori, Minato-ku,
Osaka City, Osaka 552-0022, Japan

ABSTRACT. In Kaiyukan, the research activity is accelerated to contribute to the conservation of biodiversity coupled with the sustainable management of our aquarium. For contribution of the conservation, the veterinarians in our aquarium are striving for the research relevant to the accumulation of the clinical knowledge and the development of the clinical technique in aquatic organisms as a black box in biology.

Key words : anesthesia, aquarium, fish, surgery

—Jpn. J. Zoo. Wildl. Med. 17 (3) : 113-118, 2012

はじめに

第 17 回野生動物医学学会大会のシンポジウム「研究する動物園」は、今回 4 回目にして初めて、水族館にスポットライトを当てたテーマとして開催されたが、水族館における研究の“歴史”からいうと、決して動物園に比べても遜色がないと思われる。西 [1] によると、日本に動物園が入ってきた 19 世紀後半には、主要な動物園動物の飼育法はかなり確立されており、飼育方法の研究にそれほど奮闘しなくても、マニュアル通りで動物園を管理することができた。しかし、上野動物園に「観魚室(うおのぞき)」が併設された日本の水族館の黎明期には、十分に魚類飼育ができる状態ではなく、また水棲動物は陸棲動物よりも種類数が多いこともあり、むしろ動物園よりも飼育方法の研究が盛んに行われた。さらにその当時から、水族館が生物学や水産学の発展に有用な施設であると認識されていたため、大学の付属研究所として運営される水族館も作られた(現在までに 11 館)という。この歴史は、今日の日本の水族館において、研究の重要性を認識している風土があまり風化されずに残っていることに繋がっていると思われる。しかし、あくまで研究の必要性の“認識”であり“実行”ではないのが現状である。なぜなら現実問題として、「人、物、金、時間」に恵まれ、実際に研究に没頭できる環境にある水族館は暁天の星に等しい。この現実、ほとんどの水族館獣医師が置かれている環境にも当てはまる。しかし、研究活動を“実行”できるように前向き検討すべきであり、当館でも研究活動を継続して遂行す

るために、「人、物、金、時間」を確保すべく、日々粒粒辛苦している。

当シンポジウムでは「ジンベエザメのバイオロギング」「板鰐類の人工授精」「魚類におけるハズバンダリートレーニング」「魚類臨床の知見」の 4 演題を発表したが、誌面の都合上、日本ではあまりなじみのない水族館魚類の臨床に焦点を当て、「魚類臨床の知見」のうち、麻酔と外科について紹介したいと思う。

魚類臨床の知見

現在の獣医師国家試験の試験科目には、「魚類の飼育・衛生管理(旧魚病学)」があり、獣医系大学のカリキュラムにも含まれている。獣医学における「魚類の飼育・衛生管理」は、衛生学に関する事項に含まれており、種苗生産・養殖産業といった水産学を対象とした学問である。実際本邦における魚病学は水産学の先人達が増養殖に関連した疾病の管理を目的として始めたものであり、当館における日常の水族館魚類に関連する疾病のうち、80%ほどは水産学から発展した魚病学をベースに診療を行っている。しかし、魚病学は増養殖を対象としているため、基本的に群管理に重きを置いており、また産業動物であるため費用対効果を考慮した治療方法が発展した学問である。一方、水族館魚類はその飼育形態(展示生物、希少生物、個体管理、動物福祉、普及教育など)の相違により、残りの 20%の水族館魚類に対して水産学由来の魚病学では対応が難しい。またこれら 20%のケースでは外科的処置が含まれているため、麻酔や外科手技も適応となる。

鎮静・麻酔

魚類は水中での生活に特化している生物であるため、水中での外科的処置を行うこともあるが、患部のコンタミネーションや浸透圧によるダメージ、また水面の波や漏出した血液により術者の視野を阻害するため、通常は陸上で外科的処置を行う[2]。バイオプシーなどの短時間の検査目的の処置ならば、無麻酔下で水から上げて処置を行うが、長時間になる場合は鎮静・麻酔を行う必要がある。魚類の鎮静・麻酔では、エタノール、2-フェノキシエタノール、ハロタン、リドカイン、MS-222、ユージノール、ケタミン、メドミジン、プロポフォル、二酸化炭素など、様々な麻酔薬が使用される[3]。

浸漬法としては、欧米では魚類用麻酔として販売されているMS-222が一般的に使用されているが、日本国内では試薬として販売されているため非常に高価であり、当館では2-フェノキシエタノールを使用している。当薬品のメリットとしては、持続時間が長い、殺菌性・殺真菌性がある、低価格[4]、安全域が広く、覚醒時間が短い[5]、pH調整をする必要がない[6]ことがあげられるが、デメリットとしては人に対して繁殖毒性があるため[7]、取扱いには注意が必要である。使用する水の水質(DO, pH, 水温, NH₃濃度など)には十分に注意を払い、導入、維持しなければならない。

当館では、注射麻酔の経験はあまりないが、マンボウの腹部超音波診断においてプロポフォル麻酔を実施したことがあり、約1mg/kgで緩徐に静脈内に投与することで、15～20分不動化することが可能である。またジンベエザメの消化管機能障害を疑い上部消化管内視鏡検査を実施した際は(図1)、同様にプロポフォル麻酔(2.5mg/kg)[8]を行い、安定して検査を実施することができた。

図1 ジンベエザメの上部消化管内視鏡検査

薬品を用いない方法として、Tonic Immobility (TI: 持続性不動状態)を用いることもある(図2)。TIは脊椎動物に認められる擬死であり、振動、音、拘束といった機械感覚刺激に対する抵抗反射の急速な減衰(catalepsy)が起こることによる不動状態である[9]。魚類においては、様々な種において認められる。一般的に仰臥位に保持することでTIを誘発できる[10, 11]。このTIを用いることで、触診、強制給餌、採血、輸液、さらには開腹術などの外科的処置を行うことができる[12, 13, 14]。また硬骨魚類、軟骨魚類問わず様々な淡水魚および海水魚において、口内に水圧をかけることでもTIを誘発することができ(Atonic Immobility Reflex: AIR)[15]、著者は対象魚を水から上げて行わなければならない軽度の検査・処置では、不動化と人工換気を満たすために、この方法を用いることがある(図3)。

麻酔前の管理として、麻酔中に吐き出した餌が鰓を刺激し閉塞を起こす可能性があり、また排便は水質悪化の原因となるため、可能ならば麻酔の12～24時間前より絶食[4, 16]、または1回分の餌を抜くべきである[17]。麻酔導入時は平衡感覚、筋弛緩、呼吸数、心拍数、疼痛反応などを指標に麻酔深度を調整する。麻酔中の管理としては十分にモニタリングを行う必要がある。モニタリングで最も重要な呼吸数は必ず評価しなければならないが、外科深度まで達すると呼吸はほぼ消失あるいは無呼吸となることがある。著者の経験上、麻酔下での無呼吸に対して、口内に水を流し込んで人工換気を行うことで十分に対処することができる。また人工換気を行うことで、“口腔内水量/心拍数”反射が起こり、徐脈の予防にも役立つ[4, 18]。心拍数は心電図、超音波診断装置、または血流計を用いて測定ができる[3, 18]。超音波診断装置と血流計は、心臓の腹側面、鰓蓋内、または口内の舌上から心臓に向けてプローブ

図2 Tonic Immobility

図3 Atonic Immobility Reflex

図4 超音波診断装置を用いた心拍数測定

を当てることで測定することが可能であり [3]，著者は、小型で鱗が小さい種では心臓の腹側面から当てるが、他の種では鰓蓋内から測定を行っている (図 4)。心電図は鰭にクリップを装着して測定することも可能ではあるが、体表の水分により正確に測定することが難しく、著者は皮下に刺した注射針に心電図のクリップを装着して測定を行っている。小型魚では一般的な心電図計で測定することは困難である。パルスオキシメーターは、大型魚において直腸プローブを舌に設置すると心拍数が測定できるという報告がある [3]。著者は舌プローブを鰭に装着して心拍数の測定を試みたが成功したことがなく、Murray [17] や Ross [4] の報告と合致している。また魚類の心筋細胞は血中グルコースだけではなく心臓にあるグリコゲンも使用するため、臨床的に死亡している魚においても心拍動が見られるので、他のモニタリングと併せて心拍数を評価すべきである [19]。心拍数以外では、鰭や鰓の色調を評価することで血液循環状態を把握することができる。その他の麻酔中の管理として、長時間の麻酔や出血が予想される処置では輸液を行う。当館では硬骨魚類には乳酸リンゲルなどの市販輸液剤、軟骨魚類には Elasmobranch Balanced Salt Solution (EBSS) [20] を、必要に応じて抗生物質などを添加して、IV または IP で投与している。

一般的に 5 分以内ならば、人工換気をせずに水から上げて処置を行うことができる [16]，長時間の外科処置を行う際は、陸上で人工換気と麻酔の維持が可能な Fish Anesthesia Delivery System (FADS) による麻酔システムを用いる [21]。このシステムは大きく非再循環型と再循環型に分けられる [4]。非再循環型は、麻酔液とエアストーンを入れた輸液バッグに輸液セットを接続して、末端を魚の口腔内に挿入することで、重力により麻酔液を鰓に供給する方法である。この方法は小型種において用いることが多い。再循環型はポンプより鰓に供給した

麻酔液を再度使用する方法で (図 5)，麻酔液を大量に使用する大型魚，長時間の処置，海水を十分に確保できない環境などで使用する。FADS 中は、濡れタオル，ウレタンフォーム，発泡スチロールなどの上に魚を乗せることで擦れを防止する。当館では、クッション，擦れ防止，水捌けの点を考慮して、気泡緩衝材を使用することで良好な結果が得られている。水から上げて処置を行う際は、体表の乾燥を防ぐために、定期的に水を散布するか、または湿らせたガーゼなどで体表を覆う。エイにおける FADS の注意点としては、仰臥位に保持した場合、口内から供給した麻酔液が背側にある噴水孔から抜けてしまい腹側の鰓に麻酔液が供給されないの、噴水孔に柔らかいガーゼなどを詰めて、確実に鰓に麻酔液を流す必要がある。

覚醒は、浸漬法の場合は麻酔薬を含まない飼育水に戻すことで、5 ～ 10 分ほどで覚醒する。呼吸が緩徐あるいは停止している場合は、口内に水流を向けるか、魚を軽く保持して水中で前進させることで、酸素を含む新鮮な水を鰓に供給できる。そ

図5 再循環型麻酔システム

の際後ろ向きに魚を引っ張り、鰓蓋から水を流入させることは、ガス交換を著しく阻害し、さらに鰓に障害を与えてしまうので禁忌である [16, 18]。FADSからの覚醒は、しっかりと鰓の動きが回復してから飼育水に戻す。時に覚醒中に狂奔することがあるので、飛び出し防止策を施し、十分に回復するまで観察すべきである。

外科

魚類において対象となる外科処置として、体表 / 鰭の外傷・感染症管理やマス摘出術、開腹術（腹腔内のマス摘出、消化管内異物摘出など）（図6）、眼球摘出術（図7）、白内障手術（図8）、擬鰓摘出 / 焼烙術（図9）、鰓内のガス抜去術、鰓摘出術、卵巣 / 精巣摘出術、胎生魚の帝王切開術（図10）、骨折整復術、口腔外科、腹腔鏡検査（図11）、テレメトリーインプラントなどがあげられる [2, 7, 22]。基本的には一般的に用いられている手技や器具を応用できるが、魚類ならではの知識や技術も必要なので熟知しておくべきである。器具は中型～大型魚に対し

ては一般的な器具を使用できるが、小型魚や繊細な手技を必要とする手術では、マイクロサージェリーを使用する。またその際ヘッドルーペを用いると手技が容易となる。フグ目やアンコウ目などを除くと、一般的に魚類の皮膚は非常に伸縮性・柔軟性を欠くため、開腹術を行う際は魚類のサイズに合った開創器（小型魚では開眼器も可）を用いて、術野を十分に広げる必要がある。

術前準備としての術野の消毒は非常に困難である。なぜならば魚類にとって皮膚および粘液バリアは重要で、特に粘液には、①物理的な保護、②病原生物を洗い流す効果、③生体防御因子の作用がある [23]。そのため、このバリアを維持しつつ消毒を行う必要がある。通常、1:20に希釈したポビドンヨード、1:40に希釈したクロルヘキシジンをを用いる。アルコールは皮膚にダメージを与えてしまうので禁忌である [7, 17]。海水魚に対しては滅菌した真水を用いて浸透圧により消毒することも可能である [3]。消毒時は決してブラッシングせず、綿球などで粘液を傷めないように軽く拭きとる。大きな鱗をもつ魚では

図6 開腹術

図7 眼球摘出術

図8 白内障手術

図9 擬鰓摘出 / 焼烙術

図 10 胎生魚の帝王切開術

切開時に鱗が邪魔になるので、鉗子などを用いて切開部に沿って慎重に抜き取る。術野のコンタミネーションおよび皮膚の乾燥防止のために、プラスチックドレープを使用する。プラスチックドレープと皮膚の間にワセリンまたは潤滑ゼリーを塗布することで、プラスチックドレープを皮膚に接着させ、かつ湿潤状態を保つことができる。また術中は皮膚に注水して乾燥を防ぐ必要もある。魚類には眼瞼がないため眼球にも注水するか、あるいは著者は潤滑ゼリーを塗布することで乾燥の予防をしている。汚染されやすい処置（消化管内異物摘出術など）では、術前に抗生物質の投与も行うべきである。

出血は著者の経験上、容易にコントロールが可能である。細い静脈ならば圧迫法で、動脈は鉗子による結紮法で止血可能である。電気焼烙法は魚類においても非常に有用である。また魚類は真皮と筋層が密に結合しているため [22]，皮下に出血を起こしていても血腫は形成されにくい。皮膚からの出血も飼育水に戻すことで比較的早く止血する。

縫合糸は、魚類と哺乳類では吸収性や組織反応性が異なる。魚類において、合成吸収糸を使用しても簡単には吸収されず、腹腔内で使用した場合、数年後でも糸が発見されるとの報告 [2] がある一方、コイにおいてポリグリコネートが加水分解されたとの報告もある [24]。皮膚の縫合で使用した場合は数カ月で消失するが、これは加水分解や吸収ではなく異物と認識されて排除されたものと推測される [22]。また組織反応性はマルチフィラメントよりもモノフィラメントの方が少ない。これは長時間排除されずに残ることで、マルチフィラメントではキャピラリー現象によりコンタミネーションが起りやすいと考えられている [25]。これらの報告より、当館では体内の縫合はポリディオキサノン、皮膚はナイロンで縫合を行うことが多い。シアノアクリレートは重度の皮膚炎を引き起こす報告があるため禁忌である [2, 3, 7, 22, 25]。ステープラーはサメ類

図 11 腹腔鏡検査

で使用した経験があるが、炎症などは認められず、良好に治癒した。また針は、皮膚では角針を使用するが、サメ類では皮膚が非常に硬いため、角針を使用しても何針か縫合すると貫通しにくくなることから、著者は交換可能な縫合針を使用することが多い。

縫合は、単純結節縫合、単純連続縫合、連続かがり縫合を用いる [22]。体壁の縫合は魚の大きさ、皮膚の厚さや強さにより、1 層あるいは皮膚と筋層の 2 層で縫合する。著者の経験上、エイ類のように腹壁に大きなテンションがかかっている種では、さらに水平マットレス縫合などで減張縫合を行わなければ容易に縫合部が裂開する。また体表の広範な欠損に対しては、皮膚の柔軟性がない魚種においては縫合できないことが多い。その場合は感染を予防しつつ二次癒合で治癒させる。最後に縫合部に感染防止のためにポビドンヨード軟膏を塗布する。

著者は、術後管理としてエンロフロキサシン (5mg/kg) の筋肉内投与を行っている。その後は魚の大きさやストレスの程度などにより、投与方法（注射、薬浴、経口）を選択して感染予防を行う。魚類における疼痛感覚については議論の余地があるが [26]，一般的にブトルファノール (0.1～0.4mg/kg)，フルニキシンメグルミン (0.25～0.5mg/kg)，ケトプロフェン (2mg/kg) の投与が推奨されている [2, 3, 26]。縫合糸の抜去は、小型～中型魚では無麻酔下または軽度の鎮静で実施できる。温帯～熱帯系の種では 2～4 週間で抜糸できるが、冷水系の種では十分に癒合するまで 6～10 週間かかる [2, 3]。

終わりに

博物館法では、水族館は博物館の一形態として扱われている。博物館法には、博物館の使命として「収集」「保管」「展示」とあり、1990 年に開館した当館においても、この 21 年間は博物館の使命を満たすべく様々なことにトライしてきた。しかし

これらのトライアルに関して、今まで十分なエビデンスを残すことをおざなりにしていた感否めない。冒頭で「人、物、金、時間」の件を書いたが、ビジネスにおいては経営資源として「人、物、金、時間、情報」とよく言われる。我々の職種においても、業務上、飼育技術や展示手法について、他園館、特に海外と情報交換を行うことがあり、裏付けがある「情報」（エビデンス）を持ち合わせず、経験や勘だけで話題に加わることの難しさを肌で感じる人が多い。今後、水族館もよりグローバル化が進み、海外の園館との繋がりが増加することが予想される中で、相手の園館とギブ&テイクができなければ、円滑な情報交流を遂行できず、海外との互換性が全くない独自の様式に進化を遂げる、いわゆる“ガラパゴス化”してしまうことになるのではないか。日本の水族館が世界と肩を並べ、さらに台頭すべく発展するためには、普段の飼育展示や普及教育に関する日常業務において得られた知見を忘ることなく記録して、分析考察すること、すなわち研究をルーチンワークとして位置付けることが重要であると思う。

謝 辞

当館の魚類臨床にご協力頂いている大阪・海遊館飼育展示部 魚類環境展示チームの方々に謝意を申し上げる。

要 約

当館では、持続的な水族館運営を十分に勘案しつつ、生物多様性の保全に貢献するための研究活動を推進している。水族館獣医師の職務として保全に貢献するために、生物学のブラックボックスである水棲生物における臨床知見の蓄積、臨床技術の開発に関する研究を邁進している。

キーワード：魚類、外科、水族館、麻酔

引用文献

1. 西 源二郎. 2009. 水族館の発展と研究. 研究する水族館 - 水槽展示だけではない知的な世界 - (猿渡敏郎, 西 源二郎編), pp. 2-12. 東海大学出版会, 秦野.
2. Wildgoose WH. 2000. Fish surgery: an overview. *Fish Vet J* (5): 22-36.
3. Weber EP, Weisse C, Schwarz T, Innis C, Klide AM. 2009. Anesthesia, diagnostic imaging, and surgery of fish. *Comp Cont Educ Vet* 31: E1-9.
4. Ross LG. 2007. 抑制, 麻酔および安楽死. 観賞魚マニュアル第2版 (Wildgoose WH 編), pp. 85-94. 学窓社, 東京.
5. 渡辺研一, 高橋 誠, 中川雅弘, 太田健吾, 佐藤 純, 堀田卓郎. 2006. 主要海産養殖魚に対する2-フェノキシエタノールの麻酔効果. 水産増殖 54: 255-263.
6. Hseu JR, Yeh SL, Chu VT, Ting YY. 1998. Comparison of efficacy of five anesthetics in goldlined sea bream, *Sparus sarba*. *Acta Zool Taiwanica* 1: 35-41.
7. Pereira NM. 2010. Notes on anaesthesia and surgery in fish. *Encontro de Formação / OMV - Monte da Caparica*, 1-17.
8. 柳澤牧史, 松本葉介, 中里美之, 内田詮三. 2008. サメ類の静脈麻酔とイタチザメの腫瘍切除の1例. 動物園水族館雑誌 49: 47-58.
9. 西野浩史. 2009. 擬死 - むだな抵抗はやめよう. 動物の生き残り術 行動とそのしくみ (日本比較生理生化学会編), pp. 58-78. 共立出版, 東京.
10. Lefebvre L, Sabourin M. 1997. Effects of spaced and massed repeated elicitation on tonic immobility in the goldfish (*Carassius auratus*). *Behav Biol* 21: 300-305.
11. Whitman PA, Marshall JA, Keller EC Jr. 1986. Tonic immobility in the smooth dogfish shark, *Mustelus canis* (Pisces, Carcharhinidae). *Copeia* 1986: 829-832.
12. Heithaus MR, Dill LM, Marshall GJ, Buhleier B. 2002. Habitat use and foraging behavior of tiger sharks. *Mar Biol* 140: 237-248.
13. Holland KN, Wetherbee BM, Lowe CG, Meyer CG. 1999. Movements of tiger sharks (*Galeocerdo cuvier*) in coastal Hawaiian waters. *Mar Biol* 134: 665-673.
14. 伊東隆臣. 2009. 板鰐類の臨床データ収集. 月刊海洋 41: 42-52.
15. Wells RMG, McNeil H, MacDonald JA. 2005. Fish hypnosis: induction of an atonic immobility reflex. *Mar Freshwater Behav Physiol* 38: 71-78.
16. Harms CA. 1999. Anesthesia in fish. In *Zoo & Wild Animal Medicine Current Therapy*, vol.4, (Fowler ME, Miller RE eds.), pp158-163. WB Saunders, Philadelphia.
17. Murray MJ. 2002. Fish Surgery. *Sem Avian Exotic Pet Med* 11: 246-258.
18. Neiffer DL. 2007. Boney fish (lungfish, sturgeon, and teleosts). In *Zoo Animal & Wildlife Immobilization and Anesthesia* (West G, Heard D, Caulkett N eds), pp159-196. Blackwell Publishing, Ames.
19. Lee L. 2006. Anesthesia for exotic species. *Veterinary Surgery* 1 VMED7412.
20. Andrews JC, Jones RT. 1990. A method for the transport of sharks for captivity. *J Aqua Aquat Sci* 5: 70-72.
21. Lewbart GA, Harms CA. 1999. Building a fish anesthesia delivery system. *Exotic DVM* 1: 25-28.
22. Harms CA, Lewbart GA. 2000. Surgery in Fish. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 3: 759-774.
23. 鈴木譲. 2008. 生体防御. 魚類生理学の基礎 (会田勝美編), pp. 233-249. 恒星社厚生閣, 東京.
24. Hurty CA, Brazik DC, Lewbart GA, Law JM, Sakamoto K. 2002. Evaluation of the tissue reactions in the skin and body wall of koi (*Cyprinus carpio*) to five suture materials. *Vet Rec* 117: 190-195.
25. Harms CA. 2005. Surgery in fish research: common procedures and postoperative care. *Lab Animal* 34: 28-34.
26. Harms CA, Lewbart GA, Swanson CR, Kishimori JM, Boylan SM. 2005. Behavioral and clinical pathology changes in koi carp (*Cyprinus carpio*) subjected to anesthesia and surgery with and without intra-operative analgesics. *Comp Med* 55: 221-226.