

L'utilizzo di alcuni prodotti chimici nella raccolta e gestione delle collezioni biologiche in un museo naturalistico

Giovanni B. Delmastro

Museo Civico di Storia Naturale, Cascina Vigna, Casella Postale 89. I-10022 Carmagnola (TO). E-mail: gbdelmastro@tiscali.it

RIASSUNTO

L'attività di documentazione, ricerca e divulgazione che si svolge nei musei naturalistici è realizzata grazie alla presenza di collezioni debitamente conservate. Diverse tecniche e materiali sono in grado di assicurare una buona conservazione dei reperti biologici, che spesso risultano molto facilmente deteriorabili, e che, invece, i curatori dei musei devono fare in modo che si mantengano inalterati nel tempo.

In base all'esperienza maturata in oltre 30 anni di attività nel Museo Civico di Storia Naturale di Carmagnola (Torino), sono qui trattati alcuni tra i principali composti chimici di cui si è fatto più largo uso nel corso della raccolta e conservazione degli esemplari biologici che costituiscono le attuali collezioni di questa istituzione: acetone, acqua, acqua ossigenata, alcol, alcol acetato, benzina rettificata, canfora, colla entomologica, creosoto di faggio, etile acetato, formalina, inchiostro di china, naftalina, paradichlorobenzolo. Per ciascuna di queste sostanze vengono fornite brevi notizie sull'uso in alcune importanti attività, sia sul campo che in laboratorio.

Nella parte conclusiva del lavoro si accenna ai rischi connessi all'uso di questi prodotti, che non raramente possono risultare variamente pericolosi per coloro che li utilizzano direttamente, o che semplicemente frequentano i musei e soprattutto i loro laboratori. Diversi di questi composti chimici risultano infatti corrosivi, esplosivi, infiammabili, irritanti e tossici in misura variabile, e possono addirittura contribuire all'insorgenza del cancro. Viene ribadita la necessità di ridurre al minimo il rischio di tali eventi: in primo luogo è indispensabile essere a conoscenza delle principali caratteristiche chimiche di ciascun composto, che deve essere scelto ed utilizzato in modo corretto. È assolutamente indispensabile adottare, sempre e con regolarità, alcune misure che risultano generalmente molto semplici e poco dispendiose, ma efficaci, e quindi in grado di offrire una adeguata protezione (ventilazione dei locali, uso di pinze, guanti, occhiali e mascherine ecc.). Infine, in base alla tipologia di attività ed alle sostanze usate con maggiore frequenza, andrebbero pianificati controlli sanitari preventivi e periodici.

Parole chiave:

collezioni biologiche, raccolta, conservazione, prodotti chimici, tecniche, sicurezza.

ABSTRACT

The use of some chemicals in collecting preserving and managing the biological collections of a natural history museum.

In the natural history museum, the whole cataloguing, research and education activities are carried out thanks to properly preserved collections. Biological finds are usually easily perishable, but a lot of chemicals and techniques allow to maintain them in a good state of preservation through time. In this paper, according to our activity (years 1973–2004) at the Museum of Natural History of Carmagnola, Turin (NW Italy), I describe some of the chemicals and the relevant techniques used more frequently both in the collection and preservation of our zoological collections. The list is as follows: acetic alcohol, acetone, alcohol, beechwood creosote, camphor, entomological gum, ethyl acetate, formalin, hydrogen peroxide, India ink, naphthalene, paradichlorobenzene, petroleum ether and water. These products are considered in some activities mainly carried out in the laboratory: killing and mounting insects, preparation of osteologic and fluid-preserved collections, labelling, cleaning and relaxing/re-hydration of biological specimens, fighting against insect pests and moulds. Nevertheless, many chemicals can be dangerous in different ways (for instance they can be corrosive, flammable, irritable, poisonous and carcinogenic); as a result of this, at the conclusion of this paper, the risks connected to the use of such chemicals are highlighted. As far as possible, the potential danger resulting from the presence and utilization of certain substances must be reduced to a minimum. First of all, it becomes necessary to know the features and to make a correct use of every chemical substance. Then it is essential that some safety measures are adopted once and for all: besides, these precautions are usually simple and inexpensive (for example ventilation of rooms, use of forceps, gloves, goggles, and so on) but able to offer a good protection to those people working on biological collections. Finally, it could be a good rule to subject the staff to medical surveillance, with preventive and periodical check up.

Key words:

biological collections, collection, preservation, chemicals, techniques, safety.

INTRODUZIONE

Sono veramente molto numerose le pubblicazioni che sottolineano il pregio delle collezioni naturalistiche ed il loro insostituibile ruolo nei campi della ricerca di base ed applicata, così come nell'ambito della divulgazione: tra le svariate non cito che Allmon (1994), Bates (1990), Cambray (1990), Camiletti et al. (2003), Delmastro (2001), Felinks et al. (2000), Lipparini (2002), Pettitt (1994), Romani & Bulla (2001), Torchio & Mojetta (1989) e Van Den Elzen (2003), che illustrano e riassumono i loro principali e molteplici usi, sia a livello generale che in riferimento ad alcune tipologie di reperto. Tra l'altro, è opportuno sottolineare come questo si verifichi non solo a proposito di grandi raccolte custodite in prestigiose istituzioni che operano a livello internazionale, ma anche in presenza di piccole collezioni, sia private che riferibili a musei minori (Boano, 1990; Steinheimer, 2003).

Nei musei naturalistici le collezioni sono fondamentali ed insostituibili, dal momento che tutta l'attività che viene qui realizzata si svolge direttamente o indirettamente su questi preziosi materiali: è quindi logica conseguenza che una delle più importanti attività che effettua il personale tecnico dei musei sia la cura e la conservazione dei reperti (Mathias, 1994; McAllister et al., 1976).

D'altra parte è risaputo come i campioni di piante ed animali siano materiali facilmente deteriorabili, che richiedono una continua attenzione da parte dei curatori; il problema, considerato anche da un punto di vista più generale, è davvero molto serio e di non facile soluzione, anche perché richiede spesso risorse umane, ed in ultima analisi finanziarie, che nella realtà dei musei attuali solo raramente soddisfano le effettive necessità. I "nemici" delle collezioni sono molti: sappiamo come possano risultare deleteri per le raccolte biologiche determinate situazioni ambientali come la luce (quella solare diretta, ma non solo), certi parametri scorretti di temperatura ed umidità dei locali in cui sono riposte le collezioni, gli inquinanti atmosferici, le vibrazioni, certe muffe, insetti ed altri artropodi (Mathias, 1994). Di conseguenza, coloro che gestiscono le collezioni hanno a disposizione molti materiali e tecniche indispensabili per una buona conservazione degli esemplari, che variano sensibilmente in relazione al gruppo di organismi d'interesse ed alle loro modalità di conservazione.

MATERIALI E METODI

In questo lavoro ho ritenuto di prendere in considerazione quei composti che, a mio giudizio, risultano più importanti e sono più frequentemente utilizzati nella raccolta e nel mantenimento dei reperti biologici; vorrei evidenziare come tanto la considerazione di certi materiali, che l'esclusione di altri, sia un fatto prevalentemente soggettivo, ed indubbiamente suscettibile di critica: la scelta si basa in primo luogo sull'esperienza

personale e trentennale di chi scrive e degli altri due colleghi curatori del Museo Civico di Storia Naturale di Carmagnola, Giovanni Boano e Gianfranco Curletti; talora sono anche riportate alcune esperienze vissute e suggerite dai tecnici di altri musei naturalistici piemontesi, come ad esempio il Museo Regionale di Scienze Naturali di Torino o quello alessandrino di Stazzano.

I composti chimici inerenti la tassidermia, che pure rappresenta una delle attività di laboratorio più importanti del nostro piccolo museo, rimarranno volutamente fuori da questa trattazione; coloro che desiderino approfondire questo vasto e composito argomento possono farlo su numerose pubblicazioni specifiche, che ancor oggi rappresentano un valido punto di partenza, e che talora possono eventualmente essere affiancate da lavori più recenti, che riportino concetti e tecniche più moderne, come Gattabria (2008). Quindi, ecco una prima ed incompleta traccia bibliografica in cui trovare informazioni sulla preparazione a secco della fauna vertebrata: Cova (1976), Gestro (1989) e Zangheri (1970) su tutte le classi di vertebrati, Marchetti (1973, 1977) rispettivamente per mammiferi ed uccelli, ancora per gli uccelli Moltoni (1950) e Vandenbos (1984), Cagnolaro (1981) per i grossi mammiferi, Marchetti (1975) per i tre gruppi di vertebrati inferiori, Hall (1962), Hawks et al. (1984) e Hafner et al. (1984) per la preparazione "in pelle" della fauna omeoterma; Guerra (1959) e Lapini (1986) per la preparazione a secco di anfibi e rettili; i due brevi lavori di Guerra (1986, 1988), infine, trattano la preparazione a secco dei pesci.

In definitiva, in questa nota la rassegna dei prodotti indispensabili alla creazione e gestione delle collezioni biologiche non potrà certo essere completa, anche perché i prodotti in uso nei laboratori sono piuttosto numerosi (in Zangheri 1970, ad esempio, sono riportate poco meno di 50 sostanze, mentre nella più recente ristampa di Lincoln & Sheals 1985, che tratta la raccolta e conservazione dei soli invertebrati non insetti, se ne citano una trentina).

Sono qui prese in considerazione le seguenti sostanze, elencate in ordine alfabetico: acetone, acqua, acqua ossigenata, alcol, alcol acetato, benzina rettificata, canfora, colla entomologica, creosoto di faggio, etile acetato, formalina, inchiostro di china, naftalina, paradichlorobenzolo. Questi prodotti non vengono trattati uno per uno, ma nell'ambito delle seguenti attività, sia realizzate sul campo che in laboratorio: realizzazione di collezioni in liquido di fauna vertebrata ed invertebrata, realizzazione di collezioni entomologiche ed osteologiche, cartellinatura delle collezioni, in particolare di quelle in liquido, pulizia dei campioni, re-idratazione e riammorbidimento di esemplari, lotta agli insetti dannosi e muffe. Sono via via indicate le tecniche d'uso di ciascun prodotto, e, relativamente agli argomenti trattati, viene spesso fornita una traccia bibliografica, che, anche in questo caso, non vuole e non potrebbe risultare completa.



Fig. 1. Alcuni contenitori per rullini fotografici, del tipo cilindrico e di materia plastica trasparente, sono stati recuperati e modificati per ottenere camere di soppressione per i "microlepidotteri" ed altri eteroceri di piccole dimensioni.

Nella parte conclusiva del lavoro si accenna ai pericoli connessi all'utilizzo di queste sostanze, che possono risultare variamente pericolose per coloro che ne fanno uso, suggerendo le misure che permettono di ridurre al minimo ogni rischio per la salute.

DISCUSSIONE

Raccolta e preparazione degli insetti

Nel Museo Civico di Storia Naturale di Carmagnola è stata sempre accordata grande attenzione nei confronti degli insetti, che rappresentano il gruppo di viventi più diversificato e ricco di specie. Nell'allestimento della collezione entomologica, che oggi conta oltre 700 scatole entomologiche e non meno di 105.000 esemplari, abbiamo soprattutto fatto uso di alcol acetato, etile acetato e colla entomologica: i primi due vengono impiegati nella fase di raccolta, e quindi sul campo, la colla entomologica in laboratorio.

Qualche goccia di etile acetato viene introdotta nel tubo di plastica contenente trucioli di legno (non di albero resinoso) o, meglio, sughero triturato: l'acetato di etile narcotizza in fretta e poi uccide gli insetti introdotti nel tubo; questi si possono conservare nello stesso contenitore in cui sono stati soppressi per un tempo prolungato, avendo però cura di rimpiazzare di tanto in tanto l'acetato che evapora. L'etile acetato è adatto per tutti gli ordini di insetti, di piccole, medie e grandi dimensioni, lepidotteri inclusi: per le farfalle si deve però avere l'avvertenza di non lasciarle a contatto con esso, usando ad esempio un barattolo con tampone. Un buon surrogato dell'etile acetato è la benzina rettificata o benzina avio, che, in modo analogo alla prima, può essere usata per l'uccisione e la temporanea conservazione degli insetti (Curletti rif. pers.).

Per uccidere e conservare specie molto piccole e minute (come imenotteri cerafronidi e diapridi, coleotteri clambidi, latrididi, pselafidi, ptilidi, scidmenidi, ecc.), è preferibile l'alcol acetato, poiché questi soggetti ca-

ratterizzati da ridotte dimensioni si perderebbero facilmente nei classici tubi con trucioli o segatura, e sarebbero inoltre danneggiati dall'etere. L'alcol acetato in genere si prepara con 8% di acido acetico glaciale e 92% di alcol etilico al 70% (tuttavia alcuni entomologi reputano decisamente migliore una soluzione composta dal 10% di acido acetico e dal 90% di alcol a gradazione inferiore, 50-60%). Nei musei naturalistici, e soprattutto sul campo, l'alcol acetato viene sostanzialmente usato per la momentanea conservazione dei soli insetti (mai introdurre altri organismi, soprattutto se muniti di esoscheletro calcareo, che viene facilmente corrosivo dall'acido acetico): l'alcol svolge la funzione di conservante, ma senza la presenza dell'acido acetico produrrebbe un eccessivo indurimento delle articolazioni, per cui gli esemplari sarebbero molto più difficilmente preparabili a secco.

Riprendo brevemente il discorso relativo all'etile acetato, usato anche per sopprimere i cosiddetti "microlepidotteri": allo scopo ho leggermente modificato i contenitori cilindrici che contengono comuni rullini fotografici: alla parete interna è stato applicato un altro minuto cilindretto in plastica contenente cotone o trucioli di sughero, e con il tappo fissato e le pareti finemente bucherellate (fig. 1); una goccia di etile viene immessa con l'ago di una piccola siringa. È preferibile che i microlepidotteri qui introdotti non siano lasciati a lungo, e vengano rimossi subito dopo la morte, e comunque prima che si crei della condensa all'interno del cilindro; oltre a questa mia personale esperienza si possono ad esempio considerare Sokoloff (1980) e Parenti (2000) che descrivono anche le fasi successive della preparazione dei "micro".

Si è detto precedentemente come la colla entomologica venga usata in laboratorio per fissare l'entomofauna sul cartellino, tipicamente i coleotteri. Esistono vari tipi di colla entomologica; quella generalmente più usata si prepara con questi ingredienti: 25 g di gomma arabica, 30 g di zucchero bianco cristallizzato, 2 gocce di fenolo, acqua; in quest'ultima si sciolgono le sostanze precedenti, e la sua quantità varia a seconda della consistenza che si vuole dare al prodotto finale (più o meno fluida) (Colas, 1988). Lo zucchero ha funzione "anticristallizzante" e previene la formazione delle spiacevoli crepe che si osservano quando la colla secca, mentre il fenolo compare in piccola percentuale, con funzione anti-muffa (certi naturalisti preferiscono usare l'acido acetico o il creosoto in luogo del fenolo).

Collezioni in liquido

Come breve introduzione a questo ampio argomento, e come evidenziato da Micalizio et al. (2004), è opportuno distinguere il processo chimico della fissazione del materiale da quello della conservazione definitiva, realizzati rispettivamente dai fissativi e dai liquidi di dimora; benché i due procedimenti vengano talora confusi, e possano talvolta coincidere, va rilevato come, in

linea di massima, la fissazione preceda la conservazione: essa prepara quest'ultima, stabilizzando, tra gli altri effetti, le proteine che costituiscono i tessuti. La conservazione si protrae indefinitamente nel tempo, e mantiene lo stato di fissazione dei tessuti (Fink et al., 1979); è inoltre ottenuta con un liquido preservante capace di arrestare il processo di autolisi delle cellule, ed è anche in grado di distruggere batteri e muffe (Lincoln & Sheals, 1985).

In questa sezione prendo in considerazione l'alcol e la formalina, quali liquidi preservanti veri e propri, e l'acqua, in qualità di loro diluente. Evidenzio anche come si faccia qui riferimento all'alcol etilico o etanolo, non senza aver ricordato che in alcuni istituti scientifici si usi anche l'alcol isopropilico o isopropanolo (in soluzione acquosa al 40-50%). Rispetto all'etanolo avrebbe il vantaggio che costa meno, è meno volatile e permette una maggiore flessibilità del materiale conservato, facilitandone quindi la manipolazione; risulta però più difficile da reperire sul mercato, in presenza di acque dure determina più frequente formazione di precipitati, rende il materiale in esso conservato di impossibile utilizzo per certi studi istologici e, da ultimo, va inoltre considerata con la massima attenzione la tossicità di questo prodotto nei confronti di coloro che ne respirano i vapori per tempi prolungati (Fink et al., 1979). L'etanolo è uno dei liquidi preservanti universalmente più utilizzati per la definitiva conservazione di materiali biologici: è usato in soluzione acquosa, per lo più al 70%, ma questa percentuale può variare notevolmente, sia in relazione alla fase di preservazione che al gruppo zoologico che viene considerato; per indagini genetiche è buona norma fissare e conservare il reperto con percentuali più elevate, in genere al 96%, così come viene commercializzato l'alcol etilico per uso alimentare.

Il volume di liquido rispetto a quello del campione che si desidera conservare deve essere sufficientemente grande (almeno uguale a quello del soggetto, ma è bene che sia decisamente superiore) anche perché l'alcol estrae acqua dai tessuti e tende quindi a diluirsi, abbassando la sua concentrazione sino a livelli di pericolo per l'integrità del materiale: questo processo è accentuato nei primi periodi della conservazione, rendendo assolutamente necessaria la sostituzione del liquido dopo qualche mese o, per lo meno, un accurato controllo della gradazione del preservante con un etilometro. Se il reperto è di medie o grandi dimensioni (ad esempio nei pesci a partire dai 20 cm in su, o nei rettili) è opportuno praticare un'incisione, per far sì che il liquido raggiunga le parti interne, dove pericolose fermentazioni possono pregiudicare una buona preservazione. È opportuno ricordare che per l'immagazzinamento del prodotto, soprattutto se concentrato, sono richiesti permessi speciali ed il rispetto delle norme anti-incendio (l'alcol etilico è infiammabile, anche se, diluito al 70%, il rischio è decisamente inferiore). Questa sostanza si

trova facilmente sul mercato, ma ha lo svantaggio di avere un prezzo abbastanza elevato (al dettaglio si acquista attualmente ad un prezzo medio intorno a euro 12.00/litro); in qualsiasi negozio e supermercato si compra a basso prezzo l'alcol etilico denaturato: qui all'etanolo 90% viene generalmente aggiunto 2-5% di alcol metilico CH₃OH ed una piccola frazione (intorno allo 0,5%) di DGS, composto che contiene un pigmento che conferisce la caratteristica colorazione rosa carico; con queste aggiunte il liquido è volutamente reso inservibile per la fabbricazione dei liquori. Potrebbe essere utilizzato dal naturalista dopo essere stato decolorato con carbone animale e diluito al 70% con acqua distillata, ma questa procedura è illegale.

La formalina si ottiene sciogliendo formaldeide gassosa in acqua: per avere una soluzione al 10% (la percentuale consigliata da vari autori può variare dal 3% al 10%, anche in funzione del materiale da trattare), si addizionino 4 parti di acqua ed 1 di soluzione di formaldeide al 40% (quest'ultima è quella che più frequentemente viene commercializzata per i laboratori, mentre, negli ultimi tempi, al dettaglio si trova diluita al 24,5%). Le soluzioni di formalina vanno usate con estrema cautela, poiché, tra gli altri effetti negativi, sono causa di forti irritazioni agli occhi, naso, gola e cute. È tutt'altro che trascurabile il fatto che sia stato accertato che l'esposizione a formaldeide provoca cancro nasale ed esofageo negli animali da esperimento: questo prodotto è quindi classificato come cancerogeno potenziale, ed in alcuni paesi è virtualmente proibito.

La formalina rappresenta un ottimo fissatore citoplasmatico (mediamente il materiale vi rimane 48 ore), mentre è sconsigliabile il suo uso per la conservazione definitiva, anche perché tende ad irrigidire eccessivamente i tessuti ed accelera notevolmente lo scolorimento degli esemplari.

È importante ricordare che non va mai usata, neppure per la sola fissazione, per animali con parti calcaree: in loro presenza l'acido formico ed altri acidi vi reagiscono, determinando una pericolosa corrosione che può danneggiare gravemente il reperto sino a renderlo del tutto inutilizzabile; inoltre non bisogna dimenticare che tessuti di animali che siano stati conservati nella formalina, anche solo nel breve periodo del fissaggio, non possono poi essere usati per certe ricerche cariologiche.

Per riconoscere la formalina dalle soluzioni alcoliche evitando di annusare il prodotto Waller & McAllister (1987) propongono un test veloce ed efficace.

In conclusione, riassumendo, anche in base all'esperienza ed alle abitudini di chi scrive, la formalina viene utilizzata per la sola fissazione del materiale, mentre per la definitiva conservazione in liquido, è di gran lunga preferibile l'alcol etilico. Secondo le più moderne disposizioni gli esemplari di vertebrati vanno preventivamente anestetizzati prima dell'uccisione, anche per questioni di carattere etico (Ministry of Environment,

Lands and Parks et al., 1997). Queste sono quindi le fasi consigliate per la conservazione di un pesce (Delmastro, 1982, modificato): anestetizzazione ed uccisione dell'animale; permanenza in formalina al 3-5% per 12-24 ore (fissaggio); lavaggio accurato in acqua corrente; permanenza in alcol etilico 50-60% per circa 1 o 2 mesi; trasferimento definitivo in alcol 70%.

Altri riferimenti bibliografici sulla conservazione della fauna ittica in liquido sono rappresentati dai lavori di Fink et al., (1979), Smith (1965) e Tortonese (1970); Lambiris (1990) e Lanza (1983) forniscono notizie riguardanti anfibi e rettili, ancora Galgano (1950) per i soli anfibi, mentre per tutti gli invertebrati non insetti citiamo Emerson & Ross (1965), e soprattutto il più recente ed interessante volumetto di Lincoln & Sheals (1985), ed ancora Hoebeke et al. (1985) sulle modalità di immagazzinamento del materiale; una traccia preliminare sui gruppi di insetti conservabili in liquido è riscontrabile in Chinery (1987), anche se per questa numerosissima ed eterogenea classe zoologica è per lo meno consigliabile la consultazione di opere specialistiche. Infine, Quay (1974) si occupa della conservazione in liquido di uccelli e mammiferi, "tradizionalmente" conservati a secco, e Van Gelder (1965) si riferisce ai soli mammiferi; nel recentissimo Helbig (2003) sono rinvenibili le tecniche per preservare nel modo migliore campioni di tessuto fresco in funzione dell'analisi del DNA (l'autore si riferisce espressamente alla fauna ornitica, ma presumibilmente questi metodi sono applicabili a tutti gli altri vertebrati).

Si può ora fare una considerazione sull'acqua, quale diluente delle soluzioni qui sopra riportate, ed anche a proposito del lavaggio di superfici (vedasi capitolo successivo): per questi scopi l'impiego di semplice acqua potabile non sarebbe consigliabile, in quanto contenente una certa quantità di sali disciolti (la cosiddetta "durezza") che tendono a precipitare, per esempio nelle miscele etanolo-acqua, rendendo torbida la soluzione; anche nel lavaggio di superfici possono esserci delle controindicazioni, dal momento che, evaporando, lascia un residuo calcareo più o meno evidente. L'acqua distillata trova impiego limitato a causa del suo alto costo e per questo è sostituita dall'acqua deionizzata (detta anche demineralizzata); le colonne di resine a scambio ionico, dal costo non eccessivo, permettono ad ogni singolo laboratorio di produrre da sé tutta l'acqua deionizzata necessaria.

Sarebbe più che mai opportuno affrontare l'argomento sull'efficacia e sulle tipologie dei contenitori destinati ad ospitare le collezioni in liquido, ancor più se si tratta di quelli definitivi e non sottoposti a frequenti controlli (la loro inadeguatezza può creare gravissimi problemi di conservazione dei reperti): in questo lavoro mi limito a citare l'argomento, rimandando ad altre pubblicazioni che lo trattano a fondo, tra cui De Moor (1990), Fink et al. (1979), Palmer (1974), Smith (1965), soprattutto in riferimento ai vertebrati.

Preparazione di collezioni osteologiche

La collezione osteologica del Museo Civico di Storia Naturale di Carmagnola riguarda per lo più le classi dei mammiferi e degli uccelli, e comprende sostanzialmente scheletri non montati: per i soli uccelli Boano & Delmastro (2000) riportano la presenza di parti scheletriche di 250 esemplari riferibili a 160 sp./ssp.; tuttavia, negli ultimi anni, la preparazione di nuovi soggetti ha fatto registrare un netto incremento della collezione.

Non di rado abbiamo ottenuto reperti ossei anche facendo marcire l'animale all'aria libera, possibilmente dopo averlo eviscerato e scarnificato in gran parte (abbiamo notato che questa operazione riusciva bene nel caso di soggetti non preventivamente conservati, mentre risultava più lunga e problematica in esemplari che prima erano stati congelati). Tuttavia questo metodo presenta degli aspetti decisamente molto sgradevoli; non è neppure da trascurare il rischio di smarrire parti di scheletro più piccole, e si richiede quindi che i cadaveri siano accolti in vassoi o casse proporzionate alla loro grandezza, o vengano adagiati su reti metalliche a maglie fini a contatto o meno del terreno. Tuttavia, il metodo più "piacevole", oltre che canonico ed igienicamente corretto da noi seguito, è quello della bollitura in acqua, meglio se del solo scheletro preventivamente scarnificato. Dopo questa operazione avviene un'accurata rimozione manuale delle parti molli, che in genere possono essere facilmente allontanate dall'osso (anche in questo caso l'operazione è più laboriosa se il soggetto è stato congelato per lungo tempo). L'ultima parte della preparazione consiste nell'immergere le ossa oramai in gran parte ripulite in una soluzione acquosa di perossido d'idrogeno per la rimozione dei piccoli residui organici rimasti: le bollicine che si sprigionano dalla superficie ossea ci daranno la conferma che queste impurità stanno per essere rimosse. Questo trattamento può durare da poche ore a qualche giorno, a seconda dei casi; un minimo di esperienza ed il ricorso a lavori specialistici saranno necessari - e direi indispensabili - per valutare correttamente tempi e modalità d'esecuzione. In linea di massima, presso il Museo di Carmagnola (ma anche da altri colleghi, come il Dott. Marco Pavia dell'Università di Torino), si utilizza l'acqua ossigenata intorno ai 10-12 volumi, corrispondente al perossido d'idrogeno a circa 3-3.6%, che è anche la concentrazione usata in genere per disinfettare piccole ferite (noi acquistiamo generalmente le confezioni con il prodotto a 130 volumi, che viene quindi opportunamente diluito). Per reperti ossei molto delicati, o per prolungate permanenze in questa soluzione, qualcuno consiglia diluizioni maggiori, sino a circa l'1,5-2% di perossido. L'acqua ossigenata o perossido d'idrogeno, composto elencabile tra i principali prodotti chimici industriali, impiegato come agente sbiancante, ad esempio nell'industria tessile, è quindi anche in grado di determinare la pulitura e sbiancatura delle ossa animali. A parte il vecchio lavoro di Lachi (1902), che propone "un apparecchio per la rapida macerazione delle ossa", l'argo-

mento è affrontato nelle sue linee essenziali da Gestro (1989) e Zangheri (1970). Consultando la letteratura disponibile sulle collezioni osteologiche, cito poi i lavori specialistici di Van Gelder (1965), con relativa bibliografia, sulla preparazione degli scheletri dei mammiferi, di Sommer & Anderson (1974) e Valcarcel & Johnson (1982) sull'uso dei coleotteri dermestidi, e quelli di Maiden & Wiley (1984) e di Ossian (1970) a proposito di scheletri disarticolati di specie di piccole dimensioni; per ottenere scheletri interi ed articolati, nel caso specifico di pesci, rimando a Konnerth (1965) e, sempre a proposito dell'ittiofauna, a Cailliet et al. (1986). Qualche altro riferimento bibliografico relativo alla ripulitura e sgrassatura dei reperti ossei è fornito in seguito, nel capitolo "pulizia dei campioni".

Cartellinatura dei campioni

Un campione museale che non possieda alcun dato perde pressoché totalmente il suo valore scientifico e potrà essere utilizzato in misura inferiore, ad esempio per l'ostensione al pubblico o nell'ambito della didattica. I dati che devono accompagnare ciascun reperto vengono per lo più riportati manualmente dal sottoscritto, utilizzando l'inchiostro di china. Ritengo che questa sostanza sia decisamente la migliore, poiché, tra le altre caratteristiche positive, è in grado di produrre una scrittura nitida ed indelebile e capace di resistere a lungo nel tempo. Un ulteriore e non trascurabile pregio dell'inchiostro di china è la capacità di persistere anche se immerso nei conservanti, primo fra tutti l'alcol, cosicché è adattissimo per la cartellinatura delle collezioni in liquido (simili proprietà le presenta anche la grafite delle comuni matite, mentre altri inchiostri vanno assolutamente evitati). Chi scrive si è servito di prodotti della Pelikan s.p.a. e della Rotring GmbH, in entrambi i casi con buoni risultati, per la scrittura uso prevalentemente penne del tipo "rapidograph", con pennino del n° 0.1 e 0.3 (il primo risulta indispensabile per i cartellini più piccoli, mentre si adopera lo 0.3 per quelli dai 5 cm² in su). Una approfondita analisi sugli inchiostri in uso per la documentazione delle collezioni di fauna vertebrata è riportata nei due lavori di Williams & Hawks (1986, 1988).

Oggi si utilizza sempre più spesso la stampa dei cartellini: in questa eventualità è indispensabile informarsi preventivamente sulle caratteristiche degli inchiostri in uso per le stampanti, a maggior ragione se i cartellini devono poi essere immersi in un liquido conservante: nel corso di poche prove fatte nel Museo di Carmagnola abbiamo verificato che la nostra stampante del tipo "a getto d'inchiostro" è assolutamente inadatta per l'immersione in alcol, mentre risultati apparentemente migliori sono stati ottenuti con la tipologia "laser"; tuttavia non conosciamo la persistenza dell'inchiostro nel tempo. L'amico e collega ittologo Vanni Balma, che cura una grossa collezione di pesci, sempre in riferimento ai cartellini che devono poi essere immersi, ha verificato che per tempi medio-brevi possono andare

bene sia le non più recentissime stampanti "ad aghi" sia le macchine da scrivere manuali: tuttavia nel corso di circa 20 anni ha notato che l'inchiostro tende a sbiadire, e verosimilmente con il tempo scomparirà del tutto (anche in questo caso non sono disponibili osservazioni per periodi superiori); le scritte effettuate con la macchina manuale offrono il vantaggio di determinare delle impronte in bassorilievo, che possono poi aiutarci a decifrare la scrittura.

In conclusione, nel caso in cui si opti per la scrittura non manuale di cartellini definitivi da immergere in liquido (e non), mi sento di consigliare di inserire per lo meno un numero di catalogo scritto con il "vecchio" sistema dell'inchiostro di china.

È inoltre opportuno spendere qualche parola anche sui cartoncini che riportano i dati, in particolare a proposito di quelli destinati all'immersione in liquido; in questi casi è assolutamente necessario che risultino sufficientemente robusti e non si sfaldino nel preservante (questo inconveniente può verificarsi sia con i classici e sottili fogli di carta che con certi cartoncini multistrato). Nelle collezioni di piccoli invertebrati, per lo più riposti in provetta, ho ottenuto buoni risultati con un sottile cartoncino bianco, apparentemente monostato (mod. Rismaluce, grammatura 140 g/m², della Favini Cartotecnica, commerciato in confezioni da 200 fogli, nei formati A4 e A3). Sempre in relazione alla mia esperienza, nei vasi più grandi, dove è possibile una maggiore libertà di movimento, e più che mai in presenza di continue vibrazioni e decisi sobbalzi dall'esterno (ciò si verifica tipicamente nel corso di viaggi di ricerca, anche non particolarmente prolungati) questo prodotto non è assolutamente in grado di garantire la propria integrità, per cui si consiglia l'uso di un articolo speciale, come la "Carta antistrappo CDM - water proof", della ditta Sala s.r.l. di Parabiago (MI): prodotta in varie grammature, è sostanzialmente caratterizzata da un sottile foglio di polipropilene ricoperto da entrambi i lati da uno strato cartaceo, che aderisce perfettamente alla materia plastica. Nel caso in cui questo articolo non sia disponibile consiglio di introdurre per lo meno il cartellino in una piccola bustina protettiva di nylon delle sue stesse dimensioni, in modo che esso possa rimanervi ben aderente ed immobilizzato, oltre che protetto dagli urti. Altre utili considerazioni sulla cartellinatura dei vertebrati sono rinvenibili in Hall (1962), Hawks & Williams (1986), Jannett (1989) e Smith (1965); più in generale, Davis (1994) si occupa della documentazione delle collezioni.

Pulizia dei campioni

Nella gestione delle collezioni del Museo Civico di Storia Naturale di Carmagnola ci siamo prevalentemente occupati della pulizia e del recupero di vertebrati superiori (sia già tassidermizzati che sul punto di esserlo), reperti osteologici ed insetti, trattati con le tecniche ed i materiali che seguono.

Nel primo caso, riguardante mammiferi ed uccelli im-

pagliati, è doverosa una preliminare e garbata soffiatura degli esemplari, magari con l'aiuto di un piccolo compressore, per allontanare la polvere annidatasi in profondità nel mantello o tra le piume. Quindi, con un batuffolo imbevuto di acetone puro o benzina rettificata, ottimi solventi, è possibile asportare la patina di grasso ed altre impurità depositatesi su piume e peli degli animali, che riacquistano una buona lucentezza. In linea di massima per questa operazione l'acetone o la benzina avio mi sembrano prodotti che sostanzialmente si equivalgono, anche se tra i vari tecnici prevale leggermente l'uso della benzina. In effetti, in base ad una piccola indagine presso alcuni colleghi e tecnici piemontesi, sono state rilevate delle preferenze nei confronti dell'una o dell'altra: taluni preferiscono l'acetone poiché la benzina avrebbe un potere sgrassante inferiore e produrrebbe una leggera patina chiara sugli oggetti trattati (Ferrero rif. pers.). Altri, in leggera maggioranza, propendono per la benzina avio, usata in combinazione con la fecola di patate: con un batuffolo imbevuto si passa sull'animale, che viene quindi immediatamente cosparso di farina, che ha anche la funzione di assorbire lo sporco; questa operazione, generalmente ripetuta una seconda volta, darebbe ottimi risultati (Silvano rif. pers.).

La cosa davvero rilevante è di non sostituire l'esano all'acetone o alla benzina, poiché esso è uno dei pochi idrocarburi alifatici tossici (agisce sul sistema nervoso centrale), oltre ad essere costoso; al contrario, l'acetone, fra i solventi volatili è il meno pericoloso, ed ha tossicità molto modesta. Se proprio non si può disporre né di acetone né di benzina, come temporanea alternativa, sono utilizzabili l'etere di petrolio ed il cicloesano.

Abbiamo appena considerato il caso di fauna tassidermizzata da tempi più o meno lunghi, ma il problema dello sporco riguarda anche soggetti in carne, che stanno per essere preparati e devono essere preventivamente ripuliti (le operazioni che seguono riguardano tanto i mammiferi che gli uccelli). A questo proposito si spella l'animale, che viene sottoposto ad un delicato lavaggio manuale in acqua con detergente (sembra dare risultati davvero eccellenti un prodotto per capi delicati denominato "Perlana", nella variante in polvere, rilasciato nella misura di circa 1 cucchiaino e mezzo ogni litro d'acqua); quindi il soggetto viene asciugato con farina di fecola, a sua volta rimossa con un phon, o in sua assenza, con una leggera soffiatura con piccolo compressore; nel caso di grumi di sangue secco su piume e peli, molto difficili da asportare, taluni usano l'acido acetico. Infine si tenga presente che quando il soggetto da preparare, in pelle o montato, risulta particolarmente grasso, può risultare necessario far precedere l'operazione di lavaggio appena descritta con un ulteriore e preventivo bagno della pelle dell'animale in benzina rettificata; segue l'asciugatura con borotalco, a sua volta asportato con delicate percosse e getti di aria calda.

Ritornando alla pulizia di collezioni già realizzate da tempo, consideriamo il caso di quelle osteologiche, allorché, sulle superfici irregolari di ossa e scheletri

montati, si annida facilmente la sporcizia, rappresentata da una mistura di grasso, pulviscolo e smog: in queste condizioni può essere molto utile l'uso della "vaporella", sia nei modelli più grandi, industriali, sia nei modelli domestici. Si tratta di macchine che sono in grado di sprigionare un getto di vapore caldo: in genere il pezzo da ripulire viene passato un paio di volte (alla prima si possono aggiungere poche gocce di detersivo per piatti o altri detersivi liquidi). Lo sporco può essere rimosso anche manualmente, con spazzole morbide o spazzolini da denti, e con l'ausilio del sapone di Marsiglia. Infine, quando le ossa sono particolarmente grasse, viene talvolta consigliata acqua calda e bicarbonato di sodio (4 cucchiaini per litro), spruzzati con pistola da vevsuviatura. I reperti osteologici, una volta ripuliti e ben asciugati (meglio se velocemente, utilizzando macchine che producono aria calda) vengono talora ricoperti da speciali resine protettive e consolidanti: attualmente nel Museo Regionale di Scienze Naturali di Torino si fa uso del prodotto Akeogard® CO, della ditta Syremont, vernice aggregante superficiale idrorepellente (Ferrero rif. pers.; Gavetti & Vellano, 2000). Si è ricordato all'inizio del capitolo come il problema della sporcizia in questo caso riguardi soprattutto gli scheletri montati ed esposti, ed in misura decisamente inferiore le collezioni di ossa disarticolate, che possono essere protette con maggiore facilità (nel nostro museo sono custodite e quindi ben riparate in scatoline di cartone o buste di nylon). De Wet et al. (1990) riportano tecniche e materiali per la ripulitura e sgrassatura delle ossa, mentre Jannett & Davies (1989) si concentrano sulla sgrassatura dei crani; infine Brunstetter (1988) si occupa della rimozione di macchie di ruggine dai reperti ossei.

Certi insetti delle collezioni, pur di recente raccolta, possono presentare la superficie del corpo intrisa di grasso e subire attacchi da parte delle muffe: in queste situazioni è indicato l'uso della benzina rettificata (taluni ritengono che l'acetone svolga una funzione simile). I soggetti che presentano queste untuosità, anche se appartenenti a gruppi molto delicati, come i lepidotteri, possono esservi immersi, dove permangono da qualche ora fino a pochi giorni; in certi casi è consigliabile ripetere l'immersione in un nuovo bagno di benzina rettificata. Nel caso delle farfalle il collega Curletti mi riferisce che lo xilolo sia più adatto allo scopo.

Re-idratazione e riammorbidimento di esemplari

In questa sezione viene per lo più considerata la necessità di re-idratare campioni biologici di materiali normalmente conservati a secco, che devono essere nuovamente ammorbiditi per ulteriori fasi di preparazione e/o studio, mentre nella parte conclusiva del capitolo si accenna brevemente ai possibili rimedi cui si può ricorrere quando campioni normalmente conservati in liquido rimangono senza preservante, e quindi secchino per cause accidentali e non volute.

Il primo caso riguarda ad esempio gli insetti, provvisoriamente conservati in bustina, che devono essere disposti per la preparazione definitiva, o ammorbiditi per l'estrazione dei genitali: a questo scopo servirà il semplice metodo della "camera umida", ampiamente descritto in tutte le opere di entomologia generale; durante il procedimento, che dura varie ore, è bene non dimenticarsi di usare anche un prodotto antimuffa, come il creosoto di faggio. Talvolta si utilizza anche l'aceto, diluito nell'acqua (50/50), per riammorbidire coleotteri, anche quelli preventivamente fissati in alcol, mentre non tutti gli autori consigliano la bollitura degli esemplari, che può alterare i colori e spesso danneggia strutture molto delicate come le pubescenze.

È anche utile descrivere brevemente l'ottimo "metodo della siringa", molto efficace per i coleotteri, e che, rispetto alla "camera umida", richiede pochissimi minuti (per questa operazione l'ago non serve, si usa solo il cilindro graduato ed il pistone): con il polpastrello si occlude il foro del cilindro, tenuto in basso, e si versa l'acqua e l'esemplare da ammorbidire; quindi si appoggia il pistone, si ribalta la siringa verso l'alto e si fa fuoriuscire completamente l'aria togliendo il dito; a questo punto si occlude nuovamente il foro e si crea il vuoto agendo per qualche decina di secondi sul pistone; terminata questa operazione si eliminano le bollicine d'aria già fuoriuscite dall'esemplare e si ripete l'operazione per un paio di volte o più. Al termine si noterà che l'insetto non galleggia più ma, completamente imbibito d'acqua e quindi con le articolazioni morbide, si adagia sul fondo: a questo punto si può preparare nel modo desiderato o si procede alle estrazioni di parti interne. Esiste una variante, che rende il metodo ancora più flessibile e di più semplice applicazione: gli esemplari secchi ed il liquido reidratato sono messi in una provetta che successivamente viene chiusa con tappo di gomma; la siringa per l'aspirazione dell'aria viene quindi fissata ad un ago da iniezioni passante attraverso il tappo.

Nelle collezioni conservate in liquido può capitare che si verifichi totale evaporazione del preservante, per lo più causata da cadute, o rotture accidentali del contenitore, o da inadeguatezza dei materiali (su questo argomento si vedano i lavori riportati alla fine del capitolo "Collezioni in liquido"): in questi casi il destino del reperto varia in relazione alle caratteristiche ambientali del locale in cui soggiorna ed in base ai tempi ed alle modalità della conservazione preventiva, ma in genere accade che esso si dissecchi, pregiudicando gravemente il suo utilizzo. In questa situazione si può usare l'acido acetico, ma si rimanda al lavoro di Vogt (1991) per la dettagliata descrizione delle tecniche e degli altri composti necessari per ottenere buoni risultati, sia con esemplari disidratati di vertebrati che di invertebrati; precedentemente a questo lavoro, ed in forma meno approfondita, si occuparono di questo argomento anche Van Cleave & Ross (1947).

Lotta a parassiti e muffe

Contro i vari artropodi riportati da Pinniger (1994) come dannosi alle collezioni (cito in questa sede i coleotteri dei generi *Anthrenus*, *Anobium*, *Attagenus*, *Dermestes*, *Lasioderma*, *Lyctus*, *Stegobium*, lepidotteri tineidi, tisanuri lepidomatidi, alcuni generi di blattoidei ed acari) nel passato abbiamo soprattutto utilizzato la canfora ed il paradichlorobenzolo, più di rado la naftalina: si tratta di materiali solidi che, posti in piccoli contenitori all'interno delle scatole entomologiche, o negli armadi in cui sono custoditi erbari, pelli di vertebrati e qualsiasi altro reperto conservato a secco, sublimano gradualmente fungendo da repellente per i vari artropodi nominati precedentemente ed in grado di distruggere le raccolte biologiche.

Nel corso degli ultimi decenni gli studi sulla tossicità del paradichlorobenzolo e della naftalina hanno evidenziato come questi prodotti siano generalmente molto nocivi per il personale, maggiormente se il loro impiego è massiccio e continuato nel tempo; il loro uso si è così sensibilmente ridotto, e molti li hanno sostituiti con la canfora, che svolge identica funzione antiparassitaria. Un numero di altri insetticidi sono poi citati da Pinniger (1994), tra cui le piretrine, i piretroidi sintetici, il lindano o l'organofosfato DDVP, che tuttavia non sono mai stati utilizzati nel nostro Museo, e di cui non sono in grado di fornire caratteristiche e suggerimenti d'uso. In definitiva abbiamo generalmente bandito naftalina e paradichlorobenzolo, che vengono solo più usati qualora le collezioni siano ospitate in locali di altri fabbricati, mai regolarmente frequentati dalle persone. Nel caso più frequente di raccolte conservate ove soggiorna personale e visitatori, utilizziamo talvolta la canfora ma, soprattutto, otteniamo la disinfestazione con la tecnica del congelamento, che consiste semplicemente nel riporre qualsiasi materiale che può subire questi spiacevoli attacchi in congelatore: la disinfestazione si otterrebbe con la permanenza per 25 giorni a -10°C , abbassata a 10 giorni in presenza di una temperatura di -20°C , ed a soli 5 giorni a -30°C (Pinniger, 1994). Oltre ai reperti che hanno chiaramente subito attacchi (che presentano quindi fori o varie rosicchiature e rotture sulla loro superficie, o minuscoli mucchietti di "polverina" sotto i loro supporti, o ancora evidenziano la caduta di peli o piume), è nostra abitudine disinfestare preventivamente ogni nuovo soggetto che giunga in museo da altre istituzioni, specialisti, ditte o privati. Allo stesso modo, sarebbe buona regola effettuare una disinfestazione preventiva totale di tutte le collezioni, scaglionandone a rotazione la sosta in congelatore: evidentemente questa soluzione ottimale è facilmente realizzabile in presenza di piccole raccolte, più problematica con collezioni molto grandi. I reperti posti in congelatore vanno richiusi in buste di plastica, ed è preferibile ripetere l'operazione del congelamento una seconda volta, dopo aver lasciato gli stessi materiali a temperatura ambiente per 24 ore. Per ostacolare la riproduzione degli insetti nocivi alcune istituzioni si av-

valgono di impianti di climatizzazione in grado di mantenere temperatura ed umidità costanti ed in grado di influenzare il ciclo biologico dell'insetto (Camiletti et al., 2003). Sempre nell'ambito della prevenzione delle infestazioni può essere importante adottare altri accorgimenti di carattere generale, come la correzione di carenze strutturali (es. ermeticità di ambienti ed arredi), la cura delle condizioni di igiene e pulizia, la periodica movimentazione delle collezioni, il continuo monitoraggio delle condizioni di temperatura ed umidità, l'uso di trappole luminose o dotate di attrattivi alimentari (Bontadi, 2003); quest'ultimo autore fornisce qualche cenno sui più moderni sistemi di disinfestazione, anche in riferimento alla sicurezza del personale.

Il creosoto di faggio, che pure ha funzione antisettica ed insetticida, è stato da noi usato soprattutto contro le muffe (sappiamo che le infestazioni fungine si manifestano per lo più in relazione ad un tasso di umidità elevato, per cui gli effetti negativi possono essere particolarmente accentuati nelle aree tropicali, ma anche in locali dei nostri musei che non siano sufficientemente areati e lontani da fonti di umidità). Tuttavia è opportuno farne uso moderato, anche per l'odore pungente e persistente che caratterizza questo prodotto, come gli altri creosoti, che si presentano come liquidi oleosi e densi, di odore penetrante e che non sono solubili in acqua. Un impiego analogo riguarda anche il fenolo, già citato quale ingrediente della colla entomologica, proprio in funzione antimuffa, che viene talora miscelato con creosoto ed essenza di mirbano in parti uguali.

USO DEI PRODOTTI CHIMICI E SICUREZZA DEL PERSONALE

L'attività di curatore o conservatore delle collezioni biologiche, e più in generale il lavoro di tutti coloro che hanno a che fare con la raccolta e la cura delle collezioni naturalistiche, è tutt'altro che privo di pericoli. Negli atti di un seminario sui rischi lavorativi per gli operatori dei musei di storia naturale, tenutosi a Venezia nel 2002, Gobbato (2003) e Montagnani et al. (2003a) elencano e discutono una lunga ed articolata sequenza di pericoli, evidenziando come queste problematiche riguardino anche l'attività esterna alle strutture museali, sia negli ambienti naturali alle nostre latitudini che in aree tropicali ed equatoriali, o con condizioni climatiche estreme, dove normalmente si verifica un incremento delle situazioni di rischio (Gobbato, 2003; Ali et al., 2003; Montagnani et al., 2003b).

Tra i molteplici potenziali pericoli che possono mettere a rischio l'integrità fisica e la sicurezza igienico-sanitaria di coloro che lavorano nei musei naturalistici, ma anche del pubblico che li frequenta, vanno considerati sia alcuni tra gli stessi campioni museali sia certi agenti chimici impiegati nella loro raccolta, conservazione e cura (Hawks & Makos, 2000; Richards, 1994). È proprio in riferimento agli argomenti trattati in questa pubblicazione, e quindi alle sostanze chimiche che per-

mettono di realizzare le attività precedentemente descritte, che mi sembra doveroso terminare questo lavoro proponendo qualche riflessione sulle precauzioni che devono sempre essere adottate quando si utilizzano alcuni prodotti più o meno pericolosi. In effetti, sempre a riguardo del possibile danno nei confronti dell'uomo, l'elenco di prodotti sin qui citati è molto diversificato: si va da pochissime sostanze che si può affermare che non comportino praticamente alcun rischio, come ad esempio l'acqua e l'inchiostro di china, ad altre in grado di causare addirittura possibili effetti cancerogeni, come la formaldeide e la naftalina, quanto meno nei confronti degli animali da laboratorio. Tra queste due situazioni estreme si pongono tutti gli altri prodotti qui citati, il cui uso determina situazioni di rischio di vario grado e natura (non raramente i vari composti sono infiammabili, mentre altre volte sono irritanti o provocano ustioni o sensibilizzazione, o più in generale risultano nocivi o tossici, per inalazione, contatto con la pelle o ingestione, ancor più se si trovano in forma concentrata).

In Italia, da un punto di vista generale, le norme di sicurezza sul posto di lavoro sono dettate dal D. L.vo 626/1994; la sua applicazione alle attività naturalistiche, e più in generale a quelle svolte nei luoghi di didattica e ricerca, può essere ottimizzata con una buona collaborazione tra gli operatori museali ed i medici del lavoro (Gobbato, 2003). In particolare, per quanto riguarda la detenzione e l'uso dei prodotti chimici, è prevista una serie di obblighi che devono essere assolti. Al contrario, nei laboratori dei nostri musei, troppo spesso tendiamo a sottovalutare i rischi, e di conseguenza le più elementari misure preventive stentano ad entrare nelle abitudini di coloro che svolgono attività lavorativa con sostanze potenzialmente pericolose, mentre buoni risultati potrebbero essere raggiunti adottando varie precauzioni (Bontadi, 2003; Montagnani et al., 2003a); non di rado si tratta di misure molto semplici, che richiedono quindi uno sforzo più di volontà che finanziario.

Ritengo che una efficace politica di prevenzione degli infortuni legati all'uso di sostanze chimiche pericolose potrebbe essere schematicamente realizzata nelle seguenti fasi: 1) Formazione del personale. 2) Scelta del prodotto e suo deposito. 3) Conoscenza del prodotto in uso. 4) Adozione di misure protettive. 5) Controllo sanitario.

1) Formazione del personale

Questo punto, strettamente connesso al terzo, prevede una periodica formazione ed informazione degli operatori sul rischio chimico; rientra ad esempio in questa attività sia la considerazione degli aggiornamenti delle schede di sicurezza, citate in un paragrafo successivo, sia l'apprendimento ed il ripasso delle norme igieniche e comportamentali da adottare nei laboratori.

2) Scelta del prodotto e suo deposito

Per il buon svolgimento delle attività museali non sempre risulta indispensabile l'uso di determinati prodotti:

spesso la disponibilità di composti chimici è piuttosto ampia, e a parità di risultati ottenibili, si deve operare una scelta in favore di quelle sostanze caratterizzate da minore tossicità, che possono quindi sostituire quelle il cui uso comporta gravi rischi d'intossicazione o effetti cronici per la salute. Un altro importante aspetto riguarda poi le migliori modalità di stoccaggio dei prodotti, che prendono in considerazione le caratteristiche del magazzino o del luogo di ricovero, l'incompatibilità di certi composti, l'integrità delle etichette etc.

3) Conoscenza del prodotto in uso

Risulta indispensabile l'attenta lettura della cosiddetta "scheda di sicurezza" ovvero del documento che accompagna ogni prodotto e che riporta i rischi connessi all'uso dello stesso, le precauzioni da adottare durante la sua manipolazione e, infine, gli interventi da effettuare in caso di incidente. La scheda può essere richiesta alla Ditta fornitrice, o spesso è facilmente ottenibile dai cataloghi commerciali accessibili per via telematica. Tuttavia, analoghe indicazioni sono comunque riportate anche sull'etichetta della confezione: qui è opportuno prestare molta attenzione ai pittogrammi, frasi di rischio e frasi di sicurezza.

Il pittogramma è un piccolo disegno in nero che campeggia su uno sfondo quadro, di colore arancione o rosso, e richiama immediatamente alla mente il tipo di rischio: un teschio = tossico, rischio di avvelenamento mortale; una fiamma = sostanza infiammabile, e così via. Le frasi di rischio (R) e le frasi di sicurezza (S) a causa del limitato spazio disponibile sull'etichetta di ciascun prodotto, anche d'impiego casalingo, sono "codificate" come serie di numeri (separati da trattini) o combinazioni di numeri (separati dal segno /).

Esempio:

	Frase R	Frase S
Canfora	11-22-38-52/53	16-26-37-61

(Frase R, significato del codice numerico: 11 = Facilmente infiammabile; 22 = Nocivo per ingestione; 38 = Irritante per la pelle; 52/53 = Nocivo per gli organismi acquatici; può provocare a lungo termine effetti negativi per l'ambiente acquatico.

Frase S, significato del codice numerico: 16 = Conservare lontano da fiamme e scintille – Non fumare; 26 = In caso di contatto con gli occhi, lavare immediatamente e abbondantemente con acqua e consultare un medico; 37 = Usare guanti adatti; 61 = Non disperdere nell'ambiente. Riferirsi alle istruzioni speciali/schede informative in materia di sicurezza).

Come si è appena visto, ogni numero e combinazione equivalgono a una precisa frase che si può leggere "in chiaro" in opportuni elenchi, per esempio nei cataloghi di prodotti chimici; tuttavia, negli ultimi tempi, ho notato che, con grande comodità di chi si serve del com-

posto, sempre più spesso le frasi compaiono per intero anche sull'etichetta, di seguito a ciascun numero di riferimento.

È certamente utile chiarire brevemente la differenza fra rischio (frasi R) e pericolo (frasi S). Il rischio è una situazione di danno potenziale legato ad una determinata attività: la manipolazione di sostanze chimiche con tossicità cronica ed acuta impiegate per le collezioni biologiche è indubbiamente una attività a rischio; il pericolo è invece la probabilità che il danno legato al rischio si manifesti (Arnò & Delmastro, 2002). Mentre il rischio non può essere eliminato, il pericolo può essere minimizzato con opportune misure (soprattutto quelle citate qui di seguito, al punto 4).

Sul catalogo Aldrich (2003-2004) sono riportate complessivamente 68 frasi di rischio (R) e 64 frasi di sicurezza (S); come precedentemente ricordato, relativamente a ciascun prodotto, le frasi R e S sono soggette a revisioni abbastanza frequenti, per cui è opportuno aggiornarsi sui cataloghi specialistici.

4) Adozione di misure protettive

Questa fondamentale fase del nostro schematico percorso di prevenzione infortuni è di carattere molto pratico, e consiste nel minimizzare il pericolo, attuando una scrupolosa osservanza delle indicazioni di protezione risultanti dalle schede stesse, ed in ultima analisi adottando via via le relative misure, anche in presenza di piccole quantità di prodotto, o per un uso molto limitato e sporadico. Talvolta può risultare necessario effettuare dei lavori di ristrutturazione e modifica di certi locali: ad esempio per permettere la realizzazione di sistemi di areazione o filtrazione degli inquinanti, o per l'installazione di impianti di climatizzazione degli ambienti o ancora per rimediare ad altre carenze strutturali. Invece, altre tipologie di intervento richiedono spesa ridotta o minima, e consistono nella ventilazione dei locali e nell'uso sistematico di pinze, guanti, mascherine, occhiali, tute protettive etc.

5) Controllo sanitario

La matrice "rischio-professione" è alla base delle scelte che il medico competente deve realizzare in tema di controlli sanitari preventivi e periodici; in questa ottica ha fondamentale importanza la redazione del documento di rischio (Gobbato, 2003). Tuttavia, anche in riferimento all'uso delle sostanze chimiche, ogni realtà museale rappresenta spesso un caso particolare, per cui è indispensabile l'attuazione di una stretta collaborazione tra le direzioni dei musei naturalistici e gli stessi operatori da un lato, e i medici del lavoro dall'altro: grazie a ciò sono realizzabili delle visite mediche periodiche ed esami clinici di volta in volta adattati e mirati, sia nei tempi che nelle modalità, alle singole realtà museali (tra gli altri, sarebbero ad esempio auspicabili esami sulla crasi ematica, o sulla funzionalità epatica e renale). Ancor prima di questi accertamenti periodici, una efficace sorveglianza sanitaria dovrebbe procedere anche ad ac-

certamenti preventivi realizzati su ciascun individuo, ed atti a valutare l'idoneità o non idoneità alla mansione assegnata, così come quella temporanea, o ancora, l'idoneità con limitazioni o prescrizioni (Bontadi, 2003).

RINGRAZIAMENTI

Diverse persone hanno contribuito a vario titolo alla stesura di questo articolo: il sig. Giovanni A. C. Balma (Rivarolo Canavese), il dott. Giovanni Boano ed il sig. Gianfranco Curletti (colleghi del Museo Civico di Storia Naturale, Carmagnola), il sig. Luca Cristiano e il sig. Massimo Evangelista (collaboratori di quest'ultimo museo), il sig. Pier Giuseppe Chiadò Fiorio (biblioteca del Museo Regionale di Scienze Naturali di Torino, MRSN), il sig. Franco Ferrero (tassidermista consulente MRSN, Torino), il dott. Pier Mauro Giachino (Settore Fitosanitario Regionale, Torino), il sig. Agostino Navone (tassidermista, Riva presso Chieri), il dott. Marco Pavia (Dipartimento di Scienze della Terra, Università di Torino), il sig. Sandro Ranghino (Candelo, Biella), la dott.ssa Annalaura Pistarino (MRSN, Torino), il dott. Roberto Poggi (Museo Civico di Storia Naturale, Genova), la Ditta Sala s. r. l. (Parabiago), il sig. Fabrizio Silvano (Museo Civico di Storia Naturale di Stazzano) e la dott.ssa Marina Spini (biblioteca del MRSN, Torino).

Sono particolarmente grato al dott. Fausto Barbagli (Museo di Storia Naturale dell'Università, Firenze), che mi ha spronato a realizzare questo lavoro e lo ha riletto criticamente.

BIBLIOGRAFIA

Aldrich, 2003-2004. *Catalogo/Manuale di prodotti chimici ed accessori per il laboratorio*. Sigma-Aldrich S.r.l., Milano, XVIII+2270+926 pp.

Ali A., Ceretti G., Dalla Pozza G.L., 2003. *Uso di repellenti contro le punture di insetti ed acari: una protezione per i ricercatori dei musei di storia naturale durante l'attività sul campo*. In: Prevedello L., Bontadi D. (eds.), *Atti del Seminario Rischi lavorativi per gli operatori dei musei di storia naturale?*, Venezia 11 Ottobre 2002. Comune di Venezia e AULSS 12 Veneziana: 75-78.

Allmon W.D., 1994. *The value of natural history collections*. *Curator*, 37(2): 83-89.

Arnò C., Delmastro G.B., 2002. *Annotazioni su alcune sostanze chimiche utilizzate nella costituzione e conservazione delle collezioni biologiche*. *Rivista Piemontese di Storia Naturale*, 23: 243-280.

Bates M.F., 1990. *The hidden value of a reptile wet collection with special reference to the National Museum, Bloemfontein*. In: Herboldt E.M. (ed.), *Natural history collections: their management and value*, Transvaal Museum Special Publication, 1, Transvaal Museum, Pretoria: 139-143.

Boano G., 1990. *Il contributo dei musei naturalistici minori del Piemonte allo studio dei vertebrati*. In: *Atti VI Convegno Nazionale Associazione "A. Ghigi"*, Torino 22-24 giugno 1989, Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino: 137-144.

Boano G., Delmastro G.B., 2000. *Museo Civico di Storia Naturale di Carmagnola. Guida alla visita*. Città di Carmagnola, Ass. Cultura; Regione Piemonte, Ass. Cultura, Settore Musei e Patr. Culturale. *Collana Guide ai Musei in Piemonte*, 6, 79 pp.

Bontadi D., 2003. *Rischi lavorativi per gli operatori dei musei di storia naturale? La sorveglianza sanitaria e le misure di prevenzione tecnica ed organizzativa*. In: Prevedello L., Bontadi D. (eds.), *Atti del Seminario Rischi lavorativi per gli operatori dei musei di storia naturale?*, Venezia 11 Ottobre 2002, Comune di Venezia e AULSS 12 Veneziana: 59-73.

Brunstetter R.T., 1988. *Removing rust stains from bones*. *Curator*, 31(2): 106-107.

Cagnolaro L., 1981. *La nuova sala dell'Elefante africano nel Museo Civico di Storia Naturale di Milano*. *Natura*, Milano 72(3-4): 224-238.

Cailliet G.M., Love M.S., Ebeling A.W., 1986. *Fishes. A field and laboratory manual on their structure, identification, and natural history*. Wadsworth Publishing Company, Belmont, California, VIII+194 pp.

Cambray J.A., 1990. *The role of natural history museums in aquatic conservation*. In: Herboldt E.M. (ed.), *Natural history collections: their management and value*. Transvaal Museum Special Publication, 1, Transvaal Museum, Pretoria: 129-137.

Camiletti E., Di Massimo S., Gubellini L., 2003. *Herbarium. Conservare piante e fiori. I quaderni dell'Ambiente*. Provincia Pesaro e Urbino, Ass. Amb. Beni e Attiv. Amb., 14, 64 pp.

Chinery M., 1987. *Guida degli insetti d'Europa. Atlante illustrato a colori*. Franco Muzzio, Padova, 375 pp.

Colas G., 1988. *Guide de l'entomologiste*. Ed. Boubée, Paris, 329 pp.

Cova C., 1976. *Manuale di imbalsamazione. Mammiferi, Uccelli, Rettili, Anfibi, Pesci*. Ulrico Hoepli, Milano, 226 pp.

Davis P.S., 1994. *Documentation of collections*. In: Stansfield G., Mathias J., Reid G. (eds.), *Manual of Natural History Curatorship, Museum & Galleries Commission, HMSO, London*, pp. 70-97.

Delmastro G.B., 1982. *Guida ai pesci del bacino del Po e delle acque dolci d'Italia*. Ed. Clesav, Milano, XVI+190 pp.

Delmastro G.B., 2001. *Il futuro delle collezioni scientifiche*. *Piemonte Parchi*, Torino, 16(4): 44-44.

De Moor F.C., 1990. *Containers for wet collections. Problems and solutions*. In: Herboldt E.M. (ed.), *Natural history collections: their management and value*. Transvaal Museum Special Publication, 1, Transvaal Museum, Pretoria: 27-36.

De Wet E., Robertson P., Plug I., 1990. *Some techniques for cleaning and degreasing bones and a method for evaluating the long-term effects of these techniques*. In: Herboldt E.M. (ed.), *Natural history collections: their management and value*. Transvaal Museum Special Publication, 1, Transvaal Museum, Pretoria: 37-47.

Emerson W.K., Ross A., 1965. *Invertebrate collections: trash or treasure?* *Curator*, 8(4): 333-347.

Felinks B., Hahn A., Olsvig-Whittaker L., Los W., 2000. *Users and uses of biological collections*. In: *Resource identification for a biological collection information service in Europe*. Botanic Garden and Botanical Museum Berlin-Dahlem: 19-32.

Fink W.L., Hartel K.E., Saul W.G., Koon E.M., Wiley E.O., 1979. *A report on current supplies and practices used in curation of ichthyological collections*. *Ad hoc Subcommittee on Curatorial Supplies and Practices of the American Society of*

- Ichthyology and Herpetology*, Ichthyological Collection Committee. Smithsonian Institution, Washington D. C., 63 pp.
- Galgano M., 1950. Conservazione degli Anfibi. *Monitore Zoologico Italiano*, 57: 83-85.
- Gattabria M., 2008. La tassidermia ieri, oggi, domani: evoluzione tecnica e di principio. In: Barbagli F. (ed.), *Atti dei seminari ANMS di Pavia, Preparazione, conservazione e restauro dei reperti naturalistici: metodologie ed esperienze*, *Museologia Scientifica Memorie*, 3: 113-114.
- Gavetti E., Vellano C., 2000. Atelier, l'arte di conservare le collezioni naturalistiche. *Museum Naturae*, Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino, 1(2/3): 8-11.
- Gestro R., 1989. Il naturalista preparatore (tassidermista). *Manuale Hoepli*, Ist. Editoriale Cisalpino-Goliardica, Milano, XVI+228 pp.
- Gobbato F., 2003. Musei di storia naturale, musei universitari e orti botanici, valutazione del rischio ai sensi del D.L.vo 626/1994. In: Prevedello L., Bontadi D. (eds.), *Atti del Seminario Rischi lavorativi per gli operatori dei musei di storia naturale?*, Venezia 11 Ottobre 2002, Comune di Venezia e AULSS 12 Veneziana: 9-45.
- Guerra M., 1959. Preparazione "a secco" di rettili e anfibi. *Natura*, 50(4): 181-184.
- Guerra M., 1986. Nuovo metodo per la preparazione a secco dei pesci. *Rivista del Museo Civico di Scienze Naturali "E. Caffi"*, Bergamo, 10: 139-140.
- Guerra M., 1988. Ulteriore metodo proposto per la preparazione dei pesci. *Rivista del Museo Civico di Scienze Naturali "E. Caffi"*, Bergamo, 13: 301-304.
- Hafner D.J., Hafner J.C., Hafner M.S., 1984. Skin-plus-skeleton preparation as the standard mammalian museum specimen. *Curator*, 27(2): 141-145.
- Hall R.E., 1962. Collecting and preparing study specimens of vertebrates. *University of Kansas, Museum of Natural History. Miscellaneous Publication*, 30: 1-46.
- Hawks C., Makos K., 2000. Inherent and acquired hazards in museum objects. Implications for care and use of collections. *Cultural Resource Management*, 23(5): 31-37.
- Hawks C.A., Williams S.L., 1986. Care of specimen labels in vertebrate research collections. In: Waddington J., Rudkin D.M. (eds.), *Proceedings of the 1985 Workshop on Care and Maintenance of Natural History Collections. Life Sciences Miscellaneous Publications. Royal Ontario Museum, Toronto*: 105-108.
- Hawks C.A., Williams S.L., Gardner J.S., 1984. The care of tanned skins in mammal research collections. *Museology. Texas Tech University*, 6, 32 pp.
- Helbig A.J., 2003(2002). Molecular phylogenetics. What can museums contribute? *Bonner zoologische Beiträge*, Bonn, 51(2/3): 105-108.
- Hoebek E.R., Liebherr J.K., Wheeler Q.D., 1985. A unit storage system for fluid-preserved arthropods. *Curator* 28(2): 77-83.
- Jannett F.J., 1989. Some tests of synthetic paper and polyethylene sacks for specimens preserved in fluids. *Curator*, 32: 24-25.
- Jannett F.J., Davies J.G., 1989. An inexpensive apparatus for degreasing skulls. *Curator*, 32(2): 88-90.
- Konnerth A., 1965. Preparation of ligamentary articulated fish skeletons. *Curator*, 8(4): 325-332.
- Lachi P., 1902. Un apparecchio per la rapida macerazione delle ossa. *Monitore Zoologico Italiano*, 13(3): 66-71.
- Lambiris A.J.L., 1990. Management of herpetological collections. In: Herboldt E.M. (ed.), *Natural history collections: their management and value. Transvaal Museum Special Publication*, 1, Transvaal Museum, Pretoria: 13-25.
- Lanza B., 1983. Anfibi, Rettili (Amphibia, Reptilia). *Guide per il riconoscimento delle specie animali delle acque interne italiane*, 27. Collana del progetto finalizzato Promozione della qualità dell'ambiente. CNR AQ/1/205: 196 pp.
- Lapini L., 1986. La preparazione a secco di anfibi e rettili con descrizione di un nuovo metodo per la conservazione di alcuni colori naturali. *Museologia Scientifica*, 3(1-2): 17-25.
- Lincoln R.J., Sheals G.J., 1985. Invertebrate animals. Collection & preservation. *British Museum (Nat. Hist.)*, London, VIII+150 pp.
- Lipparini G., 2002. Centocinquanta anni di storia nella collezione malacologica del MTSN. Un appassionante "viaggio di scoperta" nelle soffitte del nostro museo. *Natura Alpina*, 53(3-4): 59-69.
- Marchetti S., 1973. *L'arte della tassidermia, Mammiferi*, 2. Editoriale Olimpia, Firenze, 354 pp.
- Marchetti S., 1975. *L'arte della tassidermia, Rettili Anfibi Pesci*, 3. Editoriale Olimpia, Firenze, 124 pp.
- Marchetti S., 1977. *L'arte della tassidermia, Uccelli*, 1. Editoriale Olimpia, Firenze, 209 pp.
- Mathias J., 1994. Housing and maintenance of collections. In: Stansfield G., Mathias J., Reid G., (eds.), *Manual of Natural History Curatorship. Museum & Galleries Commission, HMSO*, London, pp. 98-143.
- Mayden R.L., Wiley E.O., 1984. A method of preparing disarticulated skeletons of small fishes. *Copeia*, 1: 230-232.
- McAllister D.E., Murphy R., Morrison J., 1976. *Methodes modernes de gestion et d'exploitation des collections. Revue des Travaux de l'Institut des Pêches maritimes*, 40(3-4): 461-480.
- Micalizio S., Fulcheri E., Ferrari L., Ginepro M., Bussoleti G., 2004 (2002). Le soluzioni di dimora delle preparazioni anatomiche: ripristino e correzione nelle operazioni di restauro dei preparati museali. *Museologia scientifica*, 19(2): 159-174.
- Ministry of Environment, Lands and Parks, Fish Inventory Unit for the Aquatic Ecosystems Task Force & Resources Inventory Committee, 1997. *Fish collection methods and standards. The Province of British Columbia, Publ. By the Resources Inventory Committee, January 1997, VI+58 pp.*
- Moltoni E., 1950. La preparazione razionale degli uccelli di grande mole. *Rivista Italiana di Ornitologia*, 20: 66-69.
- Montagnani R., Ceretti G., Dalla Pozza G.L., 2003a. *Rassegna dei dati di letteratura sui rischi lavorativi nei musei di storia naturale. Risultati di un'indagine per la caratterizzazione del rischio da agenti infettivi e da tossine animali*. In: Prevedello L., Bontadi D. (eds.), *Atti del Seminario Rischi lavorativi per gli operatori dei musei di storia naturale?*, Venezia 11 Ottobre 2002, Comune di Venezia e AULSS 12 Veneziana: 47-56.
- Montagnani R., Latella L., Monteiro G., 2003b. Il rischio di contrarre l'istoplasmosi nel lavoro di ricerca all'estero; le misure di prevenzione necessarie. In: Prevedello L., Bontadi D. (eds.), *Atti del Seminario Rischi lavorativi per gli operatori dei musei di storia naturale?*, Venezia 11 Ottobre 2002, Comune di Venezia e AULSS 12 Veneziana: 101-105.
- Ossian C.R., 1970. Preparation of disarticulated skeletons using enzyme-based laundry "pre-soakers". *Copeia*, 1970(1): 199-200.

- Palmer W.M., 1974. *Inexpensive jars for museum specimens*. *Curator*, 17(4): 321-324.
- Parenti U., 2000. *A guide to the microlepidoptera of Europe*. Museo Regionale di Scienze Naturali di Torino, Guide I, 426 pp.
- Pettitt C., 1994. *Using natural history collections*. In: Stansfield G., Mathias J., Reid G. (eds.), *Manual of Natural History Curatorship*. Museum & Galleries Commission, HMSO, London, pp. 144-166.
- Pinniger D., 1994. *Insect pests in museums*. Archetype Publications Limited, London, VI+58 pp.
- Quay W.B., 1974. *Bird and mammal specimens in fluid. Objectives and methods*. *Curator*, 17(2): 91-104.
- Richards P.J., 1994. *Health and safety in natural history museums*. In: Stansfield G., Mathias J., Reid G. (eds.), *Manual of Natural History Curatorship*. Museum & Galleries Commission, HMSO, London, pp. 213-231.
- Romani E., Bulla G.P., 2001(2000-2001). *L'erbario della Cattedra ambulante di Agricoltura di Piacenza*. *Parva Naturalia, Piacenza*: 101-168.
- Smith C.L., 1965. *Maintaining inactive fish collections*. *Curator*, 8(3): 248-255.
- Sokoloff P., 1980. *Practical hints for collecting and studying the microlepidoptera*. *The Amateur Entomologist*, 16, 40 pp.
- Sommer H.G., Anderson S., 1974. *Cleaning skeletons with Dermestid beetles. Two refinements in the method*. *Curator*, 17(4): 290-298.
- Steinheimer F.D., 2003(2002). *Bamberg's natural history museum. The scientific significance of small collections*. *Bommer zoologische Beiträge, Bonn*, 51(2/3): 141-146.
- Torchio M., Mojetta A., 1989. *Attualità delle collezioni ittiologiche museali*. *Quaderni della Civica Stazione Idrobiologica*, 16: 21-30.
- Tortonese E., 1970. *Osteichthyes. Pesci Ossei. Fauna d'Italia*. Ed. Calderini, Bologna, 10, 565 pp.
- Valcarcel A., Johnson D.L., 1982(1981). *A new dermestid repository for skeleton preparation*. *Curator*, 24(4): 261-264.
- Van Cleave H.J., Ross J.A., 1947. *A method for reclaiming dried zoological specimens*. *Science*, 105(2725): 318.
- Vandenbos D., 1984. *Innovation in bird mounting: the "Acra-Flex" technique*. *Curator*, 27(4): 287-297.
- Van den Elzen R., 2003(2002). *Bird collections and biodiversity. The scientific contribution of natural history museums*. *Bonner zoologische Beiträge, Bonn*, 51(2/3): 91-96.
- Van Gelder R.G., 1965. *Another man's poison*. *Curator*, 8(1): 55-71.
- Vogt K.D., 1991. *Reconstituting dehydrated museum specimens*. *Curator*, 34(2): 125-131.
- Waller R., McAllister D.E., 1987. *A spot test to distinguish formalin from alcohol solutions*. *Curator*, 30(3): 240-249.
- Williams S.L., Hawks C.A., 1986. *Inks for documentation in vertebrate research collections*. *Curator*, 29(2): 93-108.
- Williams S.L., Hawks C.A., 1988. *A note on "Inks"*. *SPNHC Newsletter*, 2, 1.
- Zangheri P., 1970. *Il naturalista. Esploratore, raccogliatore, preparatore*. Ulrico Hoepli, Milano, XXVIII+493 pp.