

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität
München

**KONSERVIERUNGSMETHODEN
IN DER TIERANATOMIE
- EINE LITERATURSTUDIE -**

von Yvonne Oehme
aus Frankenberg

München 2016

Aus dem Veterinärwissenschaftlichen Department der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Anatomie, Histologie und Embryologie

Arbeit angefertigt unter der Leitung von: Prof. Dr. Clemens Knospe

Mitbetreuung durch: Dr. Jutta Friker

Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

Berichterstatter: Prof. Dr. Clemens Knospe

Korreferent/en: Priv.-Doz. Dr. Veronika Goebel

Tag der Promotion: 06. Februar 2016

Inhaltsverzeichnis

I	EINLEITUNG	1
II	MATERIAL UND METHODEN	2
1	Datensammlung und Erfassung	2
2	Datenverarbeitung.....	3
III	ERGEBNISSE DER LITERATURRECHERCHE	4
1	Entwicklung in der Anatomie	4
2	Konservierung - Verfahren und Entwicklung.....	11
2.1	Fixierung und Konservierung	11
2.2	Trockenkonservierung	13
2.2.1	Mumifizierung/Mumifikation und Einbalsamierung	13
2.2.2	Gefriertrocknung	25
2.3	Temperaturreduktion.....	29
2.4	Feuchtkonservierung.....	30
2.5	Einbetten/Einschließen.....	68
2.6	Imprägnierung mit aushärtenden Substanzen	79
2.6.1	Paraffinierung.....	79
2.6.2	Polyethylenglycol-Imprägnierung.....	84
2.6.3	Plastination	88
3	Substanzen - Gesundheit und Umwelt.....	101
IV	DISKUSSION.....	104
V	ZUSAMMENFASSUNG.....	106
VI	SUMMARY	108
VII	TABELLENVERZEICHNIS	109
VIII	ABBILDUNGSVERZEICHNIS.....	110
IX	LITERATURVERZEICHNIS.....	111
X	ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS.....	142
XI	DANKSAGUNG.....	143

I EINLEITUNG

Der anatomische Unterricht ist ohne echtes Tiermaterial nicht möglich.

Das Verständnis der Beziehungen anatomischer Strukturen zueinander und deren Funktionen ist eine wichtige Voraussetzung zum Aufarbeiten internistischer oder chirurgischer, insbesondere pathologischer Fälle. Daher ist die Vermittlung fundamentaler anatomischer Kenntnisse an die Studierenden maßgebend für deren späteres berufliches Können.

Für eine optimale vorklinische Ausbildung und die Vorbereitung auf das Berufsleben ist das Bereitstellen von tierischem Material seitens der Ausbildungsstätten essentiell. Um den nötigen Umfang an frischen Tierkörpern bereitstellen zu können, deren fristgerechtes Beschaffen nicht immer möglich ist, muss das vorhandene Präpariergut konserviert werden. Zudem müssen Infektionsrisiken drastisch minimiert werden. Dies wird durch die Maßnahmen der Fixierung und Konservierung maßgebend gewährleistet. Ein wichtiger Aspekt für eine optimale Berufsvorbereitung und Reproduzierbarkeit ist, dass die anatomischen Präparate lebensnahe organoleptische Eigenschaften aufweisen. Besonders wichtig ist hierbei der Erhalt von Farbe, Form, Konsistenz und strukturellen Verbindungen. Auf der Suche nach optimalen Verfahrensweisen und dem idealen Präparat wurden verschiedene Praktiken der Konservierung entwickelt. Nachteilige Veränderungen am Präpariergut während oder nach der Konservierung trugen dazu bei, dass die Verfahren modifiziert und verbessert wurden.

Ziel dieser Arbeit ist, die Konservierungsmethoden der Tieranatomie aufzuzeigen. Das Hauptaugenmerk besteht auf den Techniken der Haltbarmachung von Geweben der Wirbeltiere, insbesondere die der Haussäugetiere. Aufgrund der engen Beziehung zwischen der veterinärmedizinischen und humanmedizinischen Entwicklung der Methoden ist eine strikte Trennung dieser Bereiche in der historischen Aufarbeitung nicht angebracht. Ergänzend wird ein Großteil der verwendeten Substanzen in Hinblick auf Gesundheits- und Umweltgefährdung betrachtet.

II MATERIAL UND METHODEN

1 Datensammlung und Erfassung

Für die vorliegende Arbeit wurden das Thema betreffende Daten aus unterschiedlichen Informationsmedien gesammelt. Beginnend mit der Informationssuche in deutschsprachiger Literatur wie z. B. der Zeitschrift »Der Präparator« und dem Standardwerk »Makroskopische Präparationstechnik« von R. Piechocki (1979) wurde die Recherche anhand aufgelisteter Literaturquellen ausgeweitet. Über das Leibniz-Rechenzentrum der Bayrischen Akademie der Wissenschaften konnte eine Vielzahl der für die Arbeit relevanten Veröffentlichungen ausfindig gemacht werden. Außerdem wurden sowohl im LRZ als auch über Internetmedien wie PubMed, Google oder Google-Books über die Autorensuche oder über Schlüsselwörter wie beispielsweise „gross anatomy“, „embalming“ themabezogene Artikel gefunden. Zusätzlich konnten aus human- und veterinärmedizinischen Dissertationen und durch die Kontaktaufnahme per eMail zu einzelnen Autoren interessante Informationen gewonnen werden. Eine weitere Informationsquelle stellte die Literatur aus Privatbesitz und die der Tiermedizinischen Bibliotheken dar. Hierzu gehörten beispielsweise Fachbücher, Fachzeitschriften und Publikationen aus Online-Datenbanken.

Aus der vorliegenden Literatur wurden die für die Arbeit wichtigen Fakten entnommen, dokumentiert und Schlüsselwörter hervorgehoben. Hierbei war die Unterteilung in die verschiedenen Konservierungsverfahren hilfreich.

In Gesprächen mit Sicherheitsbeauftragten von chemikalienverwendenden oder -führenden Firmen wurde auf die Zuhilfenahme von Sicherheitsdatenblättern zur Charakterisierung der verwendeten Substanzen verwiesen. Ein Großteil der Informationen konnte aus online zugängigen Datenblättern der Firmen Carl Roth GmbH + Co. KG, Aug. Hedingen GmbH & Co. KG, SysKem Chemie GmbH u. a. entnommen werden. Außerdem boten die Gefahrenstoffdatenbanken des Instituts für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung umfangreiches Informationsmaterial zu den chemischen Stoffen.

2 Datenverarbeitung

Zunächst wurde eine vorläufige Gliederung der Arbeit festgelegt. Die gesammelten Daten wurden nach den verschiedenen Konservierungsmethoden sortiert und die Angaben für den historischen Teil möglichst chronologisch aufgelistet. Außerdem wurden Fakten zu den Arbeitsschritten und Abläufen der Verfahren sowie die Vor- und Nachteile der Methoden und der daraus resultierenden Eigenschaften der Präparate herausgearbeitet. Nachträglich gefundenes Informationsmaterial wurde den Themen zugeordnet und eingearbeitet.

Anschließend erfolgte die Auflistung der in den Verfahren verwendeten Substanzen. Durch das Vergleichen der Sicherheitsdatenblätter verschiedener Firmen zu den jeweiligen Substanzen konnten deren Eigenschaften und Angaben zur Gesundheits- und Umweltgefährdung erörtert werden. Die für die Arbeit relevanten Daten wurden herausgearbeitet, verglichen und dokumentiert. Mit Hilfe der Gefahrenstoffdatenbanken des Instituts für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung konnten zusätzliche Angaben zur Gesundheitsgefährdung wie z. B. Kanzerogenität und Mutagenität erarbeitet werden.

III ERGEBNISSE DER LITERATURRECHERCHE

1 Entwicklung in der Anatomie

Die Geschichte der Vorbereitung und der langfristigen Bewahrung von anatomischen Präparaten ist unvermeidlich mit der Geschichte der Anatomie in Verbindung zu bringen (Saeed et al. 2001).

Mit der Erforschung von Krankheiten, deren Entstehung und vor allem deren Heilungsmöglichkeiten wuchs auch das Interesse an der Anatomie der Lebewesen.

Die „Anatomie“ nimmt als Grundlagenfach der veterinärmedizinischen Ausbildung einen hohen Stellenwert ein. Im Rahmen der Präparierkurse prägt sie im Studium vor allem die vorklinischen Abschnitte, verliert aber auch in der klinischen Ausbildung nicht an Bedeutung. „*Das Zergliedern ist die eigentliche Seele der Anatomie*“ (Hyrtl 1860) (Hervorgehoben durch Y. O. (Verfasser dieser Arbeit)). Leider gibt es nur wenige überlieferte Schriften aus der Zeit des Altertums. Erhalten gebliebene historische Werke oder weitergereichtes Wissen der Gelehrten aus dem Mittelmeerraum belegen, dass besonders die alten Griechen ein Interesse an der Erforschung anatomischer Strukturen entwickelt hatten (Schott 1993; Becker 2002). Der Begriff der damaligen Anatomie ist mit dem der heutigen allerdings nicht zu vergleichen. Heute versteht man unter „ANATOMIE“ (griech. anatemnein = zerschneiden) im Allgemeinen die „*Lehre vom Bau der Körperteile*“ und die „*Kunst des Zergliederns*“ (de Gruyter 2002). Die topographische Anatomie befasst sich mit der „*Beschreibung der Körpergegenden u. der gegenseitigen Lageverhältnisse der Organe*“ (de Gruyter 2002). Im Altertum beschränkte sich die Anatomie oft auf Beobachtungen und der Weitergabe von Erfahrungen (Pátek 2010).

Erste schriftliche Überlieferungen über die Anatomie von Mensch und Tier stammen aus dem 5. Jahrhundert v. Chr. In dieser Zeitepoche wurden anatomische Schulen wie die in Kroton und Kyrene gegründet, um die Anatomie von Tieren zu erforschen. Einer der Ersten, welcher aus anatomischen Interesse Lebewesen seziierte, war ALKMAION von Kroton (um 500 v. Chr.). Der griechische Philosoph beschrieb u. a. die Nerven des Auges und vermutlich auch die Tuba pharyngotympanica, welche um 1562 durch B. EUSTACHI (um 1510 - 1574) wiederentdeckt und benannt wurde. Ob ALKMAION die Sektionen an Tieren oder Menschen vornahm, ist umstritten (Wikipedia (Zugriff am 04.10.2014); Schott 1993; Becker 2002). Sein Landsmann, der griechische Geschichtsschreiber HERODOT von Halikarnass (484 - 425 v. Chr.) beschrieb in seinen gesammelten Werken »*Historien*« u. a. wie die Kadaver zu jener Zeit vorbereitet wur-

den. Er berichtete sowohl über durchgeführte Sektionen als auch über die damaligen Techniken zur Haltbarmachung von Körpern oder Körperteilen. HIPPOKRATES von Kos (460-370 v. Chr.), einer der berühmtesten Ärzte des Altertums, begründete die Medizin als Wissenschaft und die „Viersäftelehre“.

In Griechenland bestand der Glaube, dass die Seelen, solange der menschliche Körper nicht beerdigt wurde, am Ufer des Styx umherirren müssen. Daher wurden die Untersuchungen und Beobachtungen zur Anatomie derzeit hauptsächlich an Tieren vorgenommen (Christ 2007). Auch ARISTOTELES (384 - 327 v. Chr.) zergliederte Tiere mit dem Ziel, aus den gewonnenen Erkenntnissen die Anatomie des Menschen ableiten zu können. Er gilt als der erste vergleichende Anatom seiner Zeit.

Zur Hochblüte gelangte die Anatomie in Alexandria, wobei auch hier die Tierzergliederung nur Mittel zum Zweck war. Die griechischen Ärzte HEROPHILUS (335 - 280 v. Chr.) und ERASISTRATOS (304 - 250 v. Chr.) seziierten sowohl Tiere als auch Menschen und experimentierten an ihnen. Sie überarbeiteten aufgrund der neu gewonnenen Erkenntnisse zur tierischen und menschlichen Anatomie ARISTOTELES' Ausführungen. Die Lymphgefäße hielten hierbei HEROPHILUS allerdings für Venen und ERASISTRATOS für Arterien. Vermutlich die Lymphknoten bezeichneten sie als „Drüsenorgane“ (Olry, Motomiya 1997; von den Driesch, Peters 2003). Auch HIPPOKRATES' Vermutungen und Behauptungen wurden in der neueren Medizin herangezogen. Der Römer CELSUS (um 25 - ca. 50 n. Chr.) verfasste medizinische Schriften, in welchen er seine Kenntnisse über die inneren Strukturen des Körpers festhielt und sich zum Teil auf HIPPOKRATES' Aussagen berief.

Kriege, Schlachtengetümmel, aber auch blutige Zweikämpfe und Gladiatorenkämpfe in den römischen Arenen hatten Wunden und Frakturen von Mensch und Tier zur Folge. Die Ärzte mussten die Verletzten behandeln und gelangten so zu umfangreichen Kenntnissen über deren Anatomie. Der Gladiatorenarzt GALEN(US) von Pergamon (ca. 130 - 200 n. Chr.) trieb um 150 n. Chr. die Entwicklung der Anatomie und Medizin voran. Er war ein prägender Anatom seiner Zeit. Auch er arbeitete mit und an den hippokratischen Körpersaftthesen. Für seine Studien öffnete und präparierte er zumeist Tierkadaver oder führte Tierversuche durch. Das so erreichte, umfangreiche medizinische Wissen fasste er in zahlreichen Büchern zusammen (Saeed et al. 2001; von den Driesch, Peters 2003; Elizondo-Omana et al. 2005; Pátek 2010).

Aus der Zeit des Mittelalters existieren weder Bildmaterial noch Aufzeichnungen über durchgeführte Sektionen am Menschen, da derartige Eingriffe derzeit als Sakrileg galten. Papst Bonifaz VIII. verbot 1299 das damals übliche Zerlegen und Kochen der Leichen von Kampf-

opfern als Vorbereitung für deren Heimtransport. Das wissenschaftliche Zergliedern geriet in Verruf, was dazu führte, dass viele Ärzte ihre Studien wieder am Tierkörper vornahmen. Im 12. Jahrhundert wurden beispielsweise in der medizinischen Schule von Salerno vornehmlich Schweine seziert. Die hier zwischen 1100 und 1120 entstandene Urschrift der ersten niedergeschriebenen Tieranatomie der Welt, »Die Salernitanische Schweineanatomie des Kopho«, diente der anatomischen Unterrichtung von Humanärzten und förderte die Weiterentwicklung der Tierheilkunde (Becker 2002; Wissdorf 2002; von den Driesch, Peters 2003).



Abb. 1: Galen als Vivisektor. Detail der Rahmenillustration des Titelblatts der 9. Galen-Juntina, Venedig 1625

(die Graphik wurde in Farbe und Größe abgeändert durch Y. O.)

Fast 200 Jahre später ließ der italienische Anatom DEI LUZZI (ca. 1270 - 1326) erste Lehrsektionen an menschlichen Leichen im Anatomie-Unterricht durchführen. Hierbei verlas der lehrende Professor lateinische, anatomische Schriften und ein Wundarzt oder Demonstrator zeigte den Studenten die angesprochenen Strukturen, welche wiederum ein Sektionsgehilfe zeitgleich präparierte. Um feine Einzelheiten darstellen zu können, ließ DEI LUZZI die Körper in Wasser aufweichen (Herr 1986).

Aufgrund von kirchlichen Verboten gab es wiederholt Zeiträume, in denen kaum menschlichen Leichen seziert und somit vermehrt an Tierkadavern gearbeitet wurde. Was zur Erweiterung des Wissensstandes in der Tieranatomie führte. Bildmaterial aus dieser Epoche belegt, dass DA VINCI (1452 - 1519) um 1500 trotz der Verbote weiterhin an menschlichem Material

forschte. Der Universalgelehrte nutzte bereits Formen der Injektions- und Korrosionstechnik, um Strukturen darzustellen und diese in seinen Schriften beschreiben zu können (Herr 1986; Schultka, Göppel 2003).

Die aus dem Griechischen ins Lateinische übersetzte Sektionsanleitung von GALEN »*De anatomicis administrationibus*« legte den Grundstein für spätere Sektionen, die nun systematisch vorgenommenen wurden. Aus der Renaissancemedizin namentlich bekannte Ärzte wie z. B. VESAL und HARVEY nahmen sich GALENs Schriften für ihre Untersuchungen zu Hilfe. Durch zahlreiche, teilweise selbst durchgeführte Sektionen, welche vornehmlich an Tieren vorgenommen wurden, trugen u. a. auch DA CARPI (um 1470 - 1530), SERVETUS (1511 - 1553), COLOMBO (1516 - 1559), FALLOPIO (1523 - 1562) zur Explosion des anatomischen Wissens im 16. Jahrhundert bei. Der Anatom VESAL(IUS) (1514 - 1564) gilt als Begründer der modernen wissenschaftlichen Anatomie. In seinem Studienort Löwen führte er die dort lange nicht mehr ausgeführte Sektion wieder ein. Er erregte großes Aufsehen, als er seine erste Präparation eigenhändig vornahm (Meli 2013). Nach PÁTEK (2010) beendete er damit die Tradition, dass der lehrende Professor über den Studierenden thronte und aus Lehrschriften vorlas, während ein ungebildeter Helfer den Kadaver öffnete und ein weiterer Helfer das Vorgetragene zu demonstrieren versuchte. VESAL zeigte, dass anhand von Tiersektionen nicht die menschliche Anatomie gelehrt werden könne. Er begann GALENs „Irrtümer“ zu korrigieren und detaillierte Zeichnungen anzufertigen (Gerabek et al. 2007; Hampe 2008). Wenige Jahrzehnte später machte der englische Anatom und Physiologe W. HARVEY (1578 - 1657) mit seinen Untersuchungen an befruchteten Hühnereiern eine wegbereitende Entdeckung für die darstellende Anatomie und Konservierung. 1651 gelang es ihm, die Kreislauforgane eines Hühnerembryos zu beschreiben. Außerdem untersuchte er in systematischer Aufarbeitung in zahlreichen Vivisektionen die Herzaktionen verschiedener Tierarten und unterschied bereits in Systole und Diastole. Darüber hinaus entdeckte er, dass das Blut in einem Kreislauf zirkulierte (Oehler 2010; Meli 2013). Auf diese Zeit fallen auch einige, auf dieses Wissen gestützte Versuche, mittels Injektionstechnik die Blutgefäße an anatomischen Präparaten darzustellen.

Nach HYRTL (1810 - 1894) bestand die Aufgabe der Anatomie darin, „...den Organismus in seine nächsten konstruierenden Bestandteile zu zerlegen, das Verhältnis derselben zueinander zu eruieren und ihre äußeren Eigenschaften, sowie ihre innere Struktur zu untersuchen...“ (Hyrtl 1878 (aus Christ 2007)) (Hervorgehoben durch Y. O.). Die Entwicklung des anatomischen

Fachgebietes wurde durch konkrete Zielstellungen gefördert. In Anlehnung an HARVEYs Arbeiten untersuchte HYRTL die Gefäßarchitektur vieler Organe, der Gliedmaßen und des Kopfes. Mit seinen Korrosionspräparaten konnte der Anatom viele noch ungeklärte anatomische Verhältnisse aufdecken (Schultka et al. 2003). Ein weiterer anatomischer Grundstein wurde 1622 mit der Entdeckung der Chylusgefäße gelegt. Der italienische Anatom ASELLI (1581 - 1626) stellte die „Saugadern“ während zahlreicher Vivisektionen an Hunden dar (Olry, Motomiya 1997; Schwarz 1999/2000; Meli 2013).

Nachweislich wurde um 1700 den Studenten der Humanmedizin am Tübinger Lehrstuhl aus Mangel an Seziermaterial die Präparation an Tierkadavern vorgeführt. Es vergingen einige Jahrzehnte bis eine bedeutende Neuerung durch SIGWART am Tübinger Lehrstuhl eingeführt wurde. 1764/65 fand der erste Kurs an Leichen für Studenten statt - der Grundstein für die heutigen Präparierkurse (Mörke 1988). Die erste Bildungsstätte für Tiermediziner, die damaligen „Roßärzte“, wurde 1762 in Frankreich durch BOURGELAT (1712-1779) gegründet (von den Driesch, Peters 2003).

Da anatomische Eingriffe an Menschenleichen noch immer als unchristliche Akte galten, gestaltete sich die Beschaffung von neuem Lehrmaterial als schwierig. Durch den wachsenden Zuspruch solcher Lehrvorstellungen und den Mangel an sezierbaren Leichen wurde die Tradition begründet, anatomische Präparate *zu konservieren* und *zu sammeln*. STIEVE, Professor an der Friedrich-Wilhelms-Universität Berlin, äußerte 1938 „*Durch die Hinrichtungen erhält das Anatomische und anatomisch-biologische Institut einen Werkstoff, wie ihn kein anderes in der Welt besitzt. Ich bin verpflichtet, diesen Werkstoff entsprechend zu bearbeiten, zu fixieren und aufzubewahren.*“ (Einhäupl et al. 2009) (Hervorgehoben durch Y. O.)

Wie die genannten Fakten erkennen lassen, forderten der medizinische Fortschritt und der Mangel an Lehrmaterial nach neuen Ansätzen im Hinblick auf die Herstellung anatomischer Präparate und deren Erhaltung. Zur Geschichte der immer mehr in den Vordergrund getretenen Maßnahmen zur Konservierung der Präparate geben die nachfolgenden Abschnitte einen Einblick. Vielen der aufgeführten, für die Fixierung und Konservierung wichtigen Methoden haften gewisse Mängel an. Sie waren/sind entweder in ihrer Wirkungsdauer beschränkt oder das natürliche Aussehen, wie Form und Farbe der biologischen Präparate wurde/wird verändert. Daher wurde/wird nach geeigneten Kombinationen gängiger Methoden gesucht, um bestmögliche Ergebnisse zu erzielen.

Präparate und anatomischer Unterricht

Anatomische *Präparate* sind für die Forschung oder als Anschauungsmaterial haltbar gemachte Körper oder Körperteile. Sie sind wichtige Lehrmaterialien in der tiermedizinischen Ausbildung. An ihnen werden in der makroskopischen Anatomie die verschiedenen Strukturen des Körpers, deren Lage und Funktion demonstriert (Zwahr, Weck 1986/87).

Ein Großteil der nachfolgend beschriebenen Aussagen stammt aus Studien im humanmedizinischen Bereich. Die dargelegten Fakten sind auf die tiermedizinische Ausbildung projizierbar.

In humanmedizinischen Publikationen wurde der Kadaver – also das Präparat – als der „erste Patient“ bezeichnet (Coulehan et al. 1995; Aziz et al. 2002; Winkelmann, Güldner 2004; Bay 2007). Natürlich entspricht dies nicht der Realität, was allein schon durch anatomische Begebenheiten wie z. B. der fehlenden Blutzirkulation oder Muskelspannung erklärbar ist (Roseth 2014). Insbesondere das Wissen über die Lokalisation der Strukturen, das Palpieren derer sowie das Präparieren stehen im Präpariersaal im Vordergrund. Der Studierende wird bereits im Anatomiesaal klinisch und chirurgisch geschult. Für diesen Zweck wurden spezielle Fixierungs- und Konservierungsmethoden entwickelt, denn je nach Verwendungsform werden unterschiedliche Anforderungen an die Präparate gestellt. Ein Präparat, welches im Frontalunterricht im Hörsaal herumgereicht wird, sollte andere Eigenschaften aufweisen als das im Präpariersaal. In erster Linie kommt es hier auf die Demonstration der Strukturen an einem trockenen, möglichst geruchlosen und stabilen Präparat an. Im Präpariersaal hingegen, wird auf den Erhalt lebensnaher organoleptischer Eigenschaften geachtet.

Studien haben ergeben, dass trotz ausgereifter Technologien das Lernen am Präparat - das „Look and Feel“ - einen wichtigen Prozess im Anatomieunterricht darstellt. Vielen Autoren nach ist der Kadaver weiterhin ein unverzichtbares oder zumindest wichtiges Lehrmittel (Coulehan et al. 1995; Aziz et al. 2002; Rizzolo 2002; Guttmann et al. 2004; Older 2004; Elizondo-Omana et al. 2005; Moxham, Patel 2006/2008; Bay 2007; Bay, Ling 2007; Prakash et al. 2007; Hasan et al. 2010; Pakulski 2010; Nurunnabi et al. 2011). Nur ein frisches oder ein mit lebensnahen Eigenschaften konserviertes Präparat kann annähernd das Erleben am zukünftigen Patient „Tier“ widerspiegeln. Die optischen und haptischen Eindrücke im Präpariersaal fördern das langfristige Bewahren des anatomischen Wissens. „The dissection laboratory is the only place where the threedimensional structure of the human body is reinforced by visual, auditory, and tactile pathways.“ (Granger 2004) Die Dreidimensionalität des Präparierguts, die speziesabhängige und anatomische Variabilität und die Möglichkeit des Vordrin-

gens in tiefere Schichten unterstützen das Verstehen der Zusammenhänge der Strukturen und deren Funktionen (Rizzolo 2002; McLachlan 2004; McLachlan, Patten 2006; Prakash et al. 2006/2007; Ganguly, Chan 2008; Kzirian, Bee (Zugriff am 07.02.2015)). Die Darstellung tierartspezifischer, rasseabhängiger und subjektiver Unterschiede der Individuen fördert die Flexibilität im Umgang mit den verschiedenen Spezies (van der Valk et al. 1999; Korf et al. 2008; Wacker 2012). Durch das aktive Lernen erwirbt der Student zusätzlich eine manuelle Geschicklichkeit, praktische und chirurgische Fertigkeiten und eine individuelle (tier)medizinische Professionalität. Außerdem wird der Tastsinn für die unterschiedlichen Strukturen wie z. B. Sehnen, Nerven und Gefäße sensibilisiert, die Auge-Hand-Koordination und das räumliche Denken gefördert sowie das fotografische Gedächtnis stimuliert (van der Valk et al. 1999; Rizzolo 2002; Granger 2004; Rizzolo; Stewart 2006; Bay, Ling 2007; Prakash et al. 2007; Korf et al. 2008; Albert 2010; Hasan et al. 2010; Wacker 2012). Zudem minimiert das Erlernen am Präparat ein fehlerhaftes Vorgehen bei Eingriffen am lebenden Tier.

Der praktische Unterricht im Präpariersaal fördert die Teamarbeit und das Verknüpfen des Wissens aus Lehrbüchern und Vorträgen mit der Praxis (Bay, Ling 2007). Zudem wird die berufliche Einstellung durch das emotionale Erleben geprägt (McLachlan, Patten 2006; Kzirian, Bee (Zugriff am 07.02.2015)).

Als nachteilig beschrieben manche Autoren die Kosten- und Zeitintensität der Beschaffung, Bewahrung und Entsorgung des Präpariergutes und die Unterhaltung der benötigten Räumlichkeiten (Rizzolo 2002; Prakash et al. 2006; Rizzolo, Stewart 2006; Hasan et al. 2010). Das ethische Bewusstsein erschwert das Bereitstellen von Tierkadavern zu Übungszwecken zusätzlich (Kinnison et al. 2009). Außerdem kann der Mangel an qualifizierten Dozenten den Lehr- und Lerneffekt negativ beeinflussen (Aziz et al. 2002; McCuskey et al. 2005).

Als weitere Nachteile sind Infektionsgefahren sowie Gesundheitsgefahren ausgehend von Komponenten in Konservierungsflüssigkeiten zu nennen (McLachlan, Patten 2006; Bay, Ling 2007; Kzirian, Bee (Zugriff am 07.02.2015)). Es müssen tierseuchenrechtliche Aspekte und Vorschriften beachtet werden (Kinnison et al. 2009). Außerdem können die organoleptischen Eigenschaften der Präparate durch manche Konservierungstechniken oder die verwendeten Substanzen verändert werden (McLachlan 2004; Kinnison et al. 2009).

Das Präparat in der makroskopischen Anatomie bietet gegenüber der stoffbegleitenden Verwendung von Modellen, Nachahmungen, Computersimulationen usw. variabelere Möglichkeiten zur Erweiterung des anatomischen Wissens und Könnens.

2 Konservierung - Verfahren und Entwicklung

2.1 Fixierung und Konservierung

Die *Fixierung* strebt den Stillstand von Enzymeinwirkungen und das Überführen der Zellbestandteile von einem labilen in einen stabilen Zustand an. Der augenblickliche, natürliche Zustand soll, in Form einer Strukturverfestigung von Geweben und Organen, beibehalten werden (Steinmann 1972; de Gruyter 2002).

Die *Konservierung* ist das Haltbarmachen von zersetzbaren organischen Stoffen durch Keimhemmung oder -vernichtung in Form einer Fixierung über einen längeren Zeitraum sowie das Bewahren von Erhaltenem. Letzteres beinhaltet u. a. die möglichst dauerhafte Haltbarmachung von bereits fixiertem Material (Steinmann 1972; de Gruyter 2002; Fanghänel et al. 2009; Adams 2011). Das Ziel der Bewahrung ist, den momentanen Zustand des Präparates beizubehalten (Owen, Steedman 1956).

Definitionen des postmortalen Verfalls

Verwesliche Strukturen werden durch naturgegebene und künstliche Prozesse zerstört. Es gilt, die *postmortalen Prozesse des Verfalls* zu stoppen. Die Vorgehensweise zur Konservierung organischer Präparate ergibt sich aus dem zugrundeliegenden Problem.

Nach dem Eintritt des Todes werden im Körper Mechanismen der Zersetzung in Gang gesetzt. Durch das Erliegen des Sauerstofftransportes sistiert die zelluläre Energiegewinnung, was unweigerlich zum Zelltod führt. Das organische Gewebe wird durch *Autolyse*, *Fäulnis* bzw. *Verwesung* zerstört und abgebaut. Außerdem können Vorgänge, welche einen starken Flüssigkeitsverlust mit sich bringen, das Austrocknen der Gewebe bedingen.

Diese Begriffe der Zerstörung bzw. des Verfalls von organischem Gewebe sollen zunächst definiert und die biologischen, physikalischen und chemischen Ursachen genannt werden.

Bei der *Autolyse* handelt es sich um die Selbstaflösung oder Selbstverdauung der Zellen. Durch das Einwirken lysosomaler Enzyme werden die Bestandteile der Zelle unter Bildung von Gasen und niedermolekularen Stoffen aufgelöst und somit die organische Substanz abgebaut. Der autolytische Prozess wird vom Eindringen saprotropher Mikroorganismen begleitet (Zwahr, Weck 1986/87; Grundmann 2000; Oberholzer 2001; de Gruyter 2002; Antwerpes 2008).

Die *Fäulnis* findet unter Sauerstoffabschluss statt und beginnt zumeist im Körperinneren. Bei dem Prozess werden vor allem Eiweiße durch Fäulnisbakterien u. a. stickstoffhaltige organische Substanzen durch bakterielle Enzyme abgebaut. Laut ANTWERPES (2008) entstehen

„kleinmolekulare organische Substanzen wie Propionsäure, Essigsäure, Buttersäure, Ethanol und Amine“. Außerdem wird die Entstehung von Phenol, Kresol, Fettsäuren, Methan und Ammoniak aus den Aminosäuren beschrieben. Durch das Entweichen von Indol, Skatol, Kohlendioxid, Ammoniak, Wasserstoff oder Schwefelwasserstoff wird ein Fäulnisgeruch wahrnehmbar (Zwahr, Weck 1986/87; Grundmann 2000; de Gruyter 2002).

Die *Verwesung* kann, im Gegensatz zur Fäulnis, nur unter Sauerstoffzutritt stattfinden. Durch das Einwirken aerober Bakterien wird die organische Substanz zersetzt und abgebaut. Dabei entstehen Kohlendioxid, Wasser, Harnstoff und Mineralien (Zwahr, Weck 1986/87; Oberholzer 2001; Antwerpes 2008).

Zu den *biologischen Faktoren*, welche den Verfall von tierischem Material bedingen, zählen in erster Linie die *Mikroorganismen* und *Schimmelpilze* (Steinmann 1969). Viele der bekannten Kleinlebewesen leben heterotroph als Saprophyten. Der heterogenen Gruppe der *Schimmelpilze* gehören in der Mikrobiologie filamentöse Pilze an. Der Schimmel überzieht die tierischen Gewebe und lebt als Saprobiont von den organischen Substanzen (Wikipedia (Zugriff am 22.07.2012); Zwahr, Weck 1986/87). Da konservierte Objekte im Nachhinein durch *Insekten*, deren Juvenilstadien oder *Kleinsäuger* zerstört werden können (Steinmann 1969), wird der Tierfraß an dieser Stelle erwähnt, ohne dass darauf näher eingegangen wird. Nicht nur der Einsatz der Kauwerkzeuge sondern auch die Verschmutzung durch deren Ausscheidungen kann die Präparate schädigen.

Primäre und sekundäre *physikalische Einflüsse* wie mechanische Beanspruchung, Temperaturschwankungen, ultraviolettes Licht, Feuchtigkeit, Luftsauerstoff, Schwebstoffe usw. können zu Verfärbungen, Farbentzug, Formveränderung, Zerfasern oder Zerschneiden oder zur Zerstörung der Gewebe führen (Steinmann 1969). Ebenso begünstigen *chemische Faktoren* wie beispielsweise pH-Werte außerhalb des physiologischen Bereiches den Verfall von biologischen Geweben. Außerdem kann eine pH-Wertverschiebung von haltbarmachenden Lösungen deren Reaktionsmuster und Wirkung beeinträchtigen und verändern. Sowohl die physikalischen als auch die chemischen Faktoren wirken nicht nur am Präparat selbst, sondern können auch an den zur Haltbarmachung verwendeten Chemikalien unerwünschte Reaktionen auslösen. Damit kommt es wiederum zu einer sekundär schädigenden Wirkung am konservierten Objekt (Evans, AJ (Zugriff am 06.09.2014); Steinmann 1969).

2.2 Trockenkonservierung

Beim *Trocknen* (Exsikkation) wird dem Präparat Flüssigkeit entzogen. Meist werden bessere Resultate erreicht, wenn der Trocknungsvorgang schnell abläuft. Der Wasserentzug kann durch das Erhöhen der Umgebungstemperatur durch Verdunsten oder Verdampfen der Gewebeflüssigkeiten erfolgen. Ein in der Natur stattfindender Prozess ist die Feuchtigkeitsabgabe in zirkulierender oder warmer Luft, wodurch organisches Material *getrocknet* wird.

Durch den Einsatz von *Chemikalien* können diese Vorgänge unterstützt oder beschleunigt werden. Bei der *osmotischen Trocknung* macht man sich den hohen osmotischen Druck der verwendeten Medien zunutze. Das Wasser diffundiert hierbei aufgrund des Partialdruckgefälles aus dem Gewebe in das umgebende Medium (Steinmann 1969).

Die *Trockenkonservierung* umfasst verschiedene Verfahren. Hierzu können z. B. die Mumifizierung, das Einbalsamieren und die Gefriertrocknung gezählt werden.

Es gibt aber auch Einbalsamierungsformen, welche eher eine Feuchtkonservierung darstellen. Diese werden in den entsprechenden Abschnitten beschrieben. Ergänzend werden einige Nachbearbeitungsverfahren wie das Beschichten und das Durchtränken mit Agenzien angesprochen und erläutert.

2.2.1 Mumifizierung/Mumifikation und Einbalsamierung

Der Begriff „*Mumie*“ stammt vermutlich von dem arabischen Wort „mumiya“ und dem persischen „mum“. Die Mumifikation stellt eine Sonderform der Verwesung dar. Durch Trocknen absterbender Körpergewebe (meist durch Gefäßverschluss verursacht) entstehen Objekte, die als Mumien bezeichnet werden (Zwahr, Weck 1986/87; Burczyk 2014). Künstlich werden Mumien durch das Einwirken von Hitze (Dörren) oder längeres Lagern in Salzlake und anschließender Behandlung mit Ölen, Harzen oder Kräutern hergestellt (Adams 2011). Diese Verfahren sind zumeist den natürlichen Vorgängen nachgeahmt und weiterentwickelt worden (Brenner 2012). Anders als bei der Mumifizierung, bei der zumeist vollständige Körper erhalten blieben und /oder bleiben, wird beim *Gerben* vornehmlich ein Organ, die Haut, haltbar gemacht. Die tierische Haut wird in Leder umgewandelt. Das Leder ist bei richtiger Lagerung gegenüber zerstörenden Verfallsprozessen unempfindlich. In den folgenden Ausführungen wird auf das Thema „Gerben“ nicht mehr eingegangen, da es in der Ausbildung von Studenten im anatomischen Präpariersaal keine Relevanz hat.

Die *Einbalsamierung* ist ein Teilbereich der Mumifizierung. Die Weichteile werden hierbei mit fäulniswidrigen bzw. fäulnisreduzierenden Substanzen durchtränkt oder beschichtet.

Neben der Keimhemmung oder -abtötung werden durch Beschichten wie z. B. Bepinseln, Tauchen, Besprühen oder Übergießen die Oberflächen der Präparate abgedichtet, schädigende Einflüsse abgehalten und zum Teil auch das Verfestigen der Objekte erzielt (Faller 1947/48; Steinmann 1969; Steinmann 1972).

Historischer Überblick

Die wohl ältesten, schriftlich überlieferten Präparations- und Konservierungsformen sind die Methoden der Mumifizierung und der Einbalsamierung. Da diese Verfahren zumeist in Kombination angewandt wurden, werden sie auch in dieser Arbeit nicht getrennt aufgeführt.

Erste Formen der Trockenkonservierung haben die Neandertaler vor ca. 60 000 Jahren an Tierfellen vorgenommen. Diese wurden vermutlich mit scharfkantigen Steinen an der Innenseite sauber geschabt und anschließend getrocknet. Es wird außerdem vermutet, dass sich die Neandertaler der Technik der Uringerbung bedienten, wie es von der Eskimobevölkerung Alaskas und Grönlands bekannt ist (Gräfe 1984).

Die Ägypter beherrschten bereits in der Zeit von etwa 5000 - 200 v. Chr. eine weitentwickelte Form der Einbalsamierungskunst. Der damalige Glaube an das Leben nach dem Tod, welches aus den Komponenten „Ba“ und „Ka“ bestand, zwang die Ägypter zur Entwicklung von Methoden zur künstlichen Konservierung des materiellen Teils (Gräfe 1984, Hädrich 2009, Burczyk 2014). Nach BURCZYK (2014) wurden die menschlichen Überreste mit Pinienharzen, natürlichen Petroleumquellen, tierischen Fetten und aromatischen Pflanzenextrakten behandelt. Um die Körper auszutrocknen und vor dem Verfall zu bewahren, gingen sie, wie nachfolgend beschrieben, vor. Da das Gehirn und die Eingeweide sehr schnell der Verwesung zum Opfer fallen, wurden diese in den meisten Fällen entfernt. Seltener wurden sie nach gründlicher Spülung z. B. mit Natronlauge verseift oder mit Salzen bearbeitet. Danach wurden die Körper in konzentrierte Salzlaugen (mit Kochsalz, Soda u. ä.) gelegt - diesen Prozess bezeichnet man heute auch umgangssprachlich als Pökeln (wobei hier diese Bezeichnung nicht ganz korrekt ist). Für die anschließende Trocknung bot die vorherrschende warme, trockene Luft beste Bedingungen. Aber auch das Vergraben im trockenen, heißen Sand trug zum Wasserentzug bei. Hatte der Körper das gewünschte Maß an Trockenheit erreicht, wurde er mit Ölen, Essenzen, Asphalt, aromatischen Harzen injiziert und beschichtet. Um die Zerstörung der Mumie durch die Zufuhr von Luft und Feuchtigkeit zu verhindern, umwickelte man sie mit harzgetränkten Baumwollbinden (Kurz 1978). Alternativ wurde in Salzwasser konserviert. Am ägyptischen Natronsee nutzte man dessen Salzgehalt und legte die Körper in

das Wasser, bis sie vollständig durchtränkt waren. Anschließend hüllte man sie mit salzigem Tonschlamm ein (Meyers 2010 - 2014).

In der Spätzeit des alten Ägyptens nahm der Tierkult eine besondere Stellung ein. Etwa nach 600 v. Chr. wurden als heilig geltende Tiere wie z. B. Katzen, Hunde und Affenarten durch ihre Mumifizierung rituell zu Göttern erhoben. Die Tiermumien bestattete man in eigens dafür angelegten Friedhofsanlagen. Hier hatten sie als ruhende und rituell wiederbelebte Götter eine schützende Rolle inne (von den Driesch, Peters 2003). Eine ähnliche Beziehung besaßen vermutlich auch die Inkas (13. - 16. Jahrhundert) zu ihren Tieren. Die in Südamerika in besonderen Grabanlagen gefundenen Tiermumien zeigen, dass hierbei allerdings nur auf den Erhalt der sterblichen Hülle, nicht aber auf deren natürliche Form und Farbe Wert gelegt wurde (Reichert 1955).

Neben den ägyptischen Mumien dürften wohl die ozeanischen Schrumpfköpfe eines der bekanntesten Mumifikationsergebnisse sein. Funde aus der Bronzezeit (ca. 2200 - 1200 v. Chr.) belegen die damals praktizierten Techniken der Haltbarmachung. Die Vorgehensweise der Jivaro-Indianer kam einer Präparation schon sehr nahe. Von einer senkrechten Schnittinzision im Nacken ausgehend wurde die Haut gelöst und über den Schädel abgezogen. Danach schabten sie die an der Haut anhaftenden Gewebereste ab, vernähten die Augenlider und verschlossen die Mundöffnung mittels Holzspießen. Durch das Eintauchen in einen heißen Kräutersud und das anschließende Abkühlen in der Luft sollte das Gewebe konserviert werden. Durch mehrmaliges Wiederholen dieser Arbeitsschritte schrumpfte das Gewebe stark zusammen. Das Trocknen der Hauthülle wurde durch das Befüllen mit heißem Sand und das Lagern am offenen Feuer beschleunigt. Es bedingte ein weiteres Schrumpfen des Gewebes. Das anschließende Räuchern führte zu einer Dunkelfärbung der trockenen Haut und hatte einen zusätzlichen konservierenden Effekt (Gräfe 1984).

Aufgrund der, für die Techniken wichtigen, aber in Europa ungünstigen Klimaverhältnisse konnten sich diese Verfahren der Mumifizierung hier nicht durchsetzen. Eine derart starke Austrocknung des Bewahrungsgutes war wegen der zu hohen Luftfeuchtigkeit unmöglich. Daher nutzte man desinfizierende, flüssigkeitsentziehende oder eiweißverändernde Substanzen, um mumifizierende Effekte zu erreichen.

Die 1828 durch SCHOEL übersetzten und durch BEHRMANN (1972) zitierten Auszüge aus HERODOTS Schriften gaben einen Einblick über die damaligen Praktiken der Einbalsamierung. Demnach wurden die Körperhöhlen nach der Entnahme der inneren Organe mit Palmwein und Gewürzpulver gereinigt. Danach wurde die Bauchhöhle mit Räucherwerk wie ge-

riebener Myrrhe¹ und Kassia² gefüllt und durch eine Naht verschlossen. Nach einer 70tägigen Lagerung in Natron³ wurden die Körper gewaschen, mit Bändern umwickelt und mit Gummi bestrichen. Eine damals günstigere Methode war das Einlegen der Körper nach dem rektalen Befüllen mit Zedernöl ohne eine vorherige Organentfernung. Dem Geschriebenen nach, wurde der Verschluss des Anus' nach einer bestimmten Zeit gelöst und eine Mischung aus Öl und zersetzten Eingeweiden herausgespült. Außerdem wurde bemerkt, dass das Natron das Muskelgewebe auflöste und nur noch Haut und Knochen verblieben.

Das, durch alkoholische Gärung entstehende, antiseptisch wirkende *Ethanol*, auch als „Alkohol“, „Spiritus“ oder „Weingeist“ bezeichnet, ist eine der am längsten bekannten und genutzten Substanzen. Bereits aus der Zeit von ca. 3000 - 2000 v. Chr. finden sich auf ägyptischen Schriftrollen Hinweise auf die Herstellung von alkoholhaltigen Getränken. Konzentriertes Ethanol wurde um 900 n. Chr. durch die Destillation von Wein und reines 1796 durch dessen Filtration gewonnen (Wikipedia (Zugriff am 18.08.2013)). Ethanol war, bevor es in der Konservierung seinen Einzug fand, als desinfizierendes Agens bekannt.

Ein weiterer Alkohol wurde im Jahre 1778 bei der Verseifung von Olivenöl mit Bleioxid durch SCHEELE entdeckt. Das *Glycerin* (nach IUPAC Glycerol) ist ein visköser, hygroskopisch wirkender, dreiwertiger Alkohol. Aufgrund seiner guten Mischbarkeit mit anderen Alkoholen oder Wasser wurde bald an seiner Eignung zum Konservieren geforscht. Der Zuckeralkohol hielt konservierte Organe und Gewebe weich und geschmeidig (Kurz 1978).

Einige Jahrzehnte nach der Entdeckung des Glycerins stieß der deutsche Chemiker RUNGE bei der Destillation von Steinkohlenteer auf eine weitere, für die Konservierung geeignete Chemikalie. Seine 1834 als "*Carbolsäure*" bezeichnete Substanz wurde etwas zeitversetzt 1840 auch durch den französischen Chemiker LAURENT beschrieben und erforscht. Dieser nannte sie „*Phenylhydrat*“. Eine nochmalige Änderung der Bezeichnung erfuhr die Substanz durch den Franzosen GERHARDT. Dieser bezeichnete sie wegen ihrer alkoholähnlichen Eigenschaften als „*Phenol*“ (Kekulé, A. 1867; Sommer 1983; Myers 2007). Wie einige andere in der Konservierung erprobten Stoffe wurde auch das Phenol (nach IUPAC Benzenol) vorerst als desindizierendes Agens z. B. 1867 durch LISTER verwendet. In der Konservierungs-

¹ Myrrhe ist das Harz eines Balsambaumgewächses, welches auch als Räucherwerk verbrannt werden kann (Wikipedia (Zugriff am 27.09.2014)).

² Die *Cinnamomum cassia* gehört zu den Lorbeergewächsen. Ihre borkige Rinde wurde als Gewürz verwendet (Wikipedia (Zugriff am 27.09.2014)).

³ Das ägyptische Natron, welches hier vermutlich eingesetzt wurde, bestand aus Natriumcarbonat, Natriumbicarbonat, Natriumchlorid, Natriumsulfat sowie Spuren von verschiedenen Mineralsalzen. Dem Natriumcarbonat wird eine besondere Fähigkeit der Trocknung fetthaltiger Körper zugesprochen (Gräfe 1984).

technik kam es erst einige Jahre später durch LASKOWSKI, BISCHOFF und RÜDINGER zum Einsatz (Grönroos 1898; Kurz 1978).

Ein weiteres, bis heute verwendetes Agens mit konservierenden Eigenschaften ist der *Formaldehyd* (nach IUPAC Methanal), eine stechend riechende, leicht flüchtige Substanz. Seine wässrige Lösung ist als *Formalin* (Formol) bekannt (Sommer 1983; Zwahr, Weck 1986/87; Simons 2010). Der Formaldehyd wurde 1855 von dem russischen Chemiker BUTLEROW (1828 - 1886) entdeckt (Brenner 2012). Die erste technische Darstellung durch Dehydrierung von Methanol gelang 1876 dem Chemiker A. W. v. HOFMANN durch Oxydation an einem glühenden Drahtnetz (Dumitru et al. 2012), nach NOLLER (2013) in „...*Gegenwart eines Platinkatalysators*...“. F. BLUM (1865 - 1959) bemerkte 1893, dass organisches Material durch das Einwirken von Formalin wesentlich härter wurde. Seinen Angaben nach, handelte es sich um eine Methylenierung der Eiweißkörper. Die eiweißfällenden und gewebehärtenden Eigenschaften der Substanz machte er sich zur Konservierung biologischen Materials zunutze. Bei reiner Formalinbehandlung wurden die Präparate jedoch sehr hart und spröde (Blum 1893b/96; Neumayer 1906; Kurz 1978; Piechocki 1979; Messmer et al. 2010). Solche Komplikationen und auch das bekannte Problem der zu hohen Luftfeuchtigkeit bei der Mumifizierung von Geweben galt es, zu überwinden. Daher forschte man über die Jahre an Kombinationen geeigneter Substanzen. So soll es dem französischen Chirurg A. PARE´ (1509 - 1590) im 16. Jahrhundert gelungen sein, einen mumifizierten Körper 25 Jahre zu erhalten. Hierfür kombinierte er Formen der Feucht- und Trockenkonservierung. Er legte die Leiche in ein Gemisch aus Essig, Aloe, Wermut, Koloquinten⁴ und Weingeist. Danach wurde der Körper getrocknet aufbewahrt (Kurz 1978). Im 18. Jahrhundert konservierte PARE´s Landsmann, der Anatom P. DIONIS mit pulverförmigen Gerbsäuren und aromatischen Substanzen. Anschließend überzog dieser die Leichname mit Perubalsam⁵. Sein populärstes Präparat war die Leiche des 1715 verstorbenen Ludwig XIV (Abderhalden 1930). Allerdings zeigten viele seiner Präparate schwere Fäulniserscheinungen (Kurz 1978).

Um die Wende des 18./19. Jahrhunderts arbeiteten CHAUSSIER, DARREY, BECLARD u. a. mit dem antiseptisch wirkenden *Sublimat*. Die ionisierte wässrige Lösung des Quecksilberchlorids koagulierte Eiweiß durch Schwermetallsalzbildung. Die mit Sublimatgemischen behandelten Kadaver wurden getrocknet und danach möglichst trocken gelagert. Durch die

⁴ Koloquinte ist eine giftige Pflanze. Sie gehört zur Familie der Kürbisgewächse und wird u. a. als Medizinalpflanze angebaut (Wikipedia (Zugriff am 27.09.2014)).

⁵ Perubalsam ist eine dickflüssige bis harte Masse, die aus gepressten Früchten oder aus der Rinde einer Leguminosenart gewonnen wird (de Gruyter 2002).

Fixierung der Proteine minimierten sich Veränderungen durch Schrumpfen und Verformen der Strukturen während des Trocknens (Kunz, Wilcke 1991).

FAUJAS (1741 - 1819) bediente sich wieder des Alkohols. Er gab eine Mixtur aus hochprozentigem Alkohol, Campher und wenig Terpentin intervallweise in die Blutgefäße seiner Präparate. Die Haut rieb er mit Alaunpulver ein. Außerdem verwendete er einen Lack aus gewöhnlichem Harz und pulverisiertem Campher, um die Weichteile zu erhalten. Seine Exponate hielten sich über viele Jahre und die Weichteile blieben flexibel und elastisch (Cole 1921).

Auch im 19. Jahrhundert wurden viele verschiedene Mischungen zur Einbalsamierung von Kadavern entwickelt und verwendet. Die in England gebräuchliche „Garstinische Flüssigkeit“ enthielt Glycerin, Karbolsäure und Arsen. MORAN vermischte

Glycerin	1 000 ml
Salpeter	40 g
kohlensaures Kali	40 g

und gab davon so viel in die Aorta, bis die Oberfläche der Körper leicht anschwell. Danach setzte er die Leichen sofort der freien Luft aus. GANNAL injizierte um 1845 schwefelsaure Tonerde oder Aluminiumchlorid (Meyers 2010 – 2014). Nach ISENSEE (1843) applizierte er gelöste essigsäure oder schwefelsäure Alaunerde⁶ mit Zusatz von Arsenik in das Gefäßsystem. Außerdem wurde eine Mischung aus Kreosot, Holzgeist und Sublimat als „Stirlingsche Flüssigkeit“ zur Einbalsamierung der Leichen verwendet (Meyers 2010 - 2014).

ZUMSTEIN (1896) beschrieb ein Verfahren, nach welchem die Präparate noch nach 6 Jahren in gutem Zustand waren. Beispielsweise tränkte er einen ausgespülten Darm in 60%igem Alkohol und blähte ihn anschließend mit Luft auf. Den luftgefüllten Darm trocknete er in der Wärme des Ofens und bestrich die trocknenden Stellen mit Nelkenöl. Waren die Präparate etwas hart geworden, rieb er sie mit Glycerin, welchem er eine Spur Sublimat zugab, ein. ZUMSTEINs Darmpräparate konnten, ohne zu zerbrechen, zusammengerollt gelagert werden. Zur Demonstration wurden sie wieder mit Luft gefüllt. Ähnliche Präparate soll PICKL für das Dresdner Institut hergestellt haben (Zumstein 1896). KELLNER (1935) entwickelte eine Apparatur, mit welcher er Hohlorgane mit heißer Luft aufblähte und nacheinander mit 10%igem Formalin und 95%igem Alkohol behandelte. Sackartige Organe bepinselste er nach der Fixierung mit einem Schellack-Alkoholgemisch und nach deren Trocknung mit einer

⁶ Alumen: schwefelsäure Alaunerde „...*Thonerdesulphat*, ..., *Sulphat der Alaunerde*...“; *Alumina acetica*: essigsäure Alaunerde „*Acetat der Thonerde*“ (Anthon 1833) (Hervorgehoben durch Y. O.)

Schellack-Celluloidmasse⁷. Die Bestrebungen, die Hohlgorgane aufgeblasen zu trocknen, gelangen jedoch nur teilweise. Es kam zu Rissen in den überdehnten Strukturen oder die trockenen, spröden Präparate zerbrachen. Die Versuche, die Organe mit aushärtenden Materialien wie z. B. Gips zu füllen und zu trocknen, erbrachten auch keine überzeugenden Ergebnisse. Die Organe rissen während des Trocknungsprozesses oder waren zu schwer und zerbrechlich. VOSS (1939) testete daher eine andere Methode. Er füllte die Hohlgorgane mit Talk und schmolz dieses nach dem Trocknen wieder heraus (Piechocki 1979).

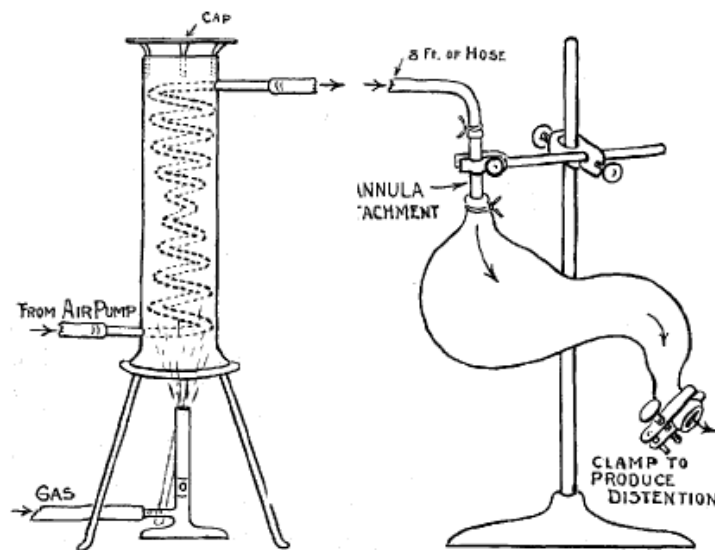


Abb. 2: Vorrichtung zum Aufblasen und Trocknen von Präparaten nach Kellner 1935

(die Graphik wurde in Farbe und Größe abgeändert durch Y. O.)

Lungen in einer demonstrativen Form zu erhalten, stellte für die Präparatoren eine Herausforderung dar. ZUMSTEIN (1896) insufflierte alkoholfixierten Lungenpräparaten eine Mischung aus Nelkenöl und absolutem Alkohol über die Trachea in die Luftwege. Einigen Präparaten applizierte er zusätzlich über das Blutgefäßsystem Glycerinleim mit Sublimatzusatz. Die Lungen wurden täglich bis zu dreimal aufgeblasen. Beginn die Oberfläche zu härten, wurde diese mit Glycerin eingerieben. Ein Jahrhundert später publizierten GLAUSER et al. (1996) ein ähnliches Prinzip. Sie dilatierten die Lungen unter Zuhilfenahme eines kleinen Kompressors und füllten sie mit Formalinaerosol. LOESCHKE (1922) fixierte die schwammigen Organe, indem er 20%ige Formalinlösung in die Trachea gab und die Lunge unter intermittierendem Luftstrom trocknete. Nach dem Trocknen besprühte er sie mit einer dünnen Lacklö-

⁷ Schellack ist ein gesundheitlich unbedenkliches, wachsartiges Material. Er wird von Insekten sezerniert, um ihre Larven abzudeckeln (Wikipedia (Zugriff am 28.09.2014)). Celluloid (auch Zellhorn) ist der erste Thermoplast und wird aus Cellulosenitrat und Campher hergestellt (Wikipedia (Zugriff am 17.01.2015)).

sung. Bei der Herstellung dehnbarer Lungenpräparate griffen KOWESCHNIKOWA und KLEBANOWA (1954) auf ZUMSTEINs Methode zurück. Sie injizierten 2,5%iges Kaliumbichromat in die Lungenarterien und gaben am Folgetag ein Glycerin-Wassergemisch in die Venen. Es folgten die Imprägnierung im Glycerin-Wasser-Bad, die anschließende Injektion von reinem Glycerin und das Tränken mit Selbigem. Danach wurden die Lungen in regelmäßigen Abständen mit Hilfe eines Blasebalgs oder eines Gummiballons über die Trachea mit Luft gefüllt. TOMPSETT (1956) empfahl neben der Technik, verformbare Organe wie z. B. die Lunge im Wasser schwimmend einzuspritzen, sie in Formen liegend zu injizieren.

MEINERTZ und PETERSEN (1960) verwendeten für die Konservierung von Lungen großer Säugetiere starken Alkohol und Terpentin (Piechocki 1979). SCHALLENBERG (1972) wiederum konservierte die Präparate in 40%igem Formalin und härtete sie mit Etherdämpfen. Seine Lungenpräparate konnte er durch den Einsatz einer Belüftungsvorrichtung während des Härteprozesses in einer nahezu physiologischen Form trocknen.

Ein damals neuartiges Verfahren, welches noch heute in modifizierter Form in den veterinärmedizinischen anatomischen Sälen angewandt wird, entwickelte PAULLI (1909). Dieser fixierte die Studienpräparate für die Situs viscerum-Demonstration in stehender Position. Anschließend injizierte er den in einem Metallrahmen befestigten Tieren 10%iges Formalin. Am Folgetag konnten die in Situ gehärteten Organe der Thorax- und Bauchhöhle demonstriert und betrachtet werden.

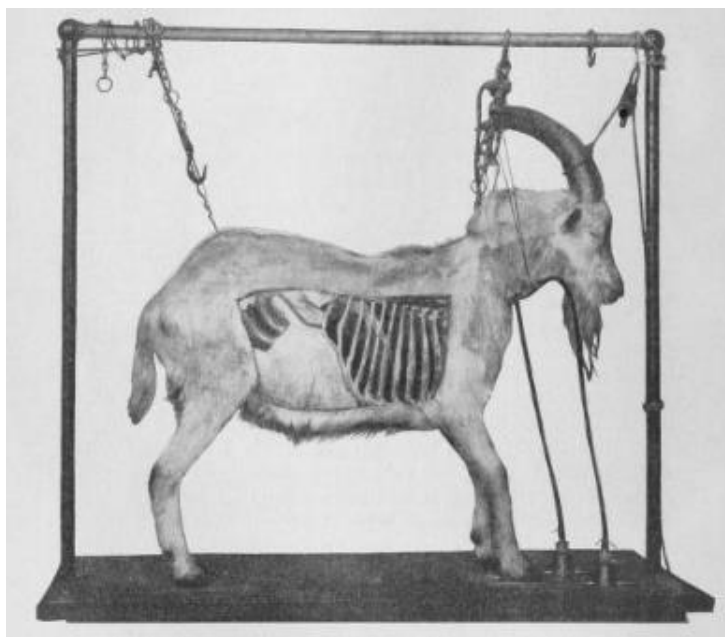


Abb. 3: Aufgestellter formalin-injizierter Ziegenbock, Paulli (1909)

(Graphik wurde in Farbe und Größe abgeändert durch Y. O.)

Ein Beispiel für die moderne Balsamierung und Mumifizierung stellt *Rosalia Lombardo*, die „schönste Mumie der Welt“, dar. Die Kinderleiche wurde um 1920 von A. SALAFIA mit einer Formalinlösung konserviert und liegt seit vielen Jahrzehnten gut erhalten in der Kapuzinergruft von Palermo in einem Glassarg. Seinen Schriften nach hat SALAFIA eine konservierende Lösung in die Blutgefäße appliziert. Außer Formalin benutzte er Zinksulfat, Chloride, Glycerin, Alkohol sowie Salicylsäure (Ginner 2011; Brenner 2012). Eine andere Methode der Ganzkörperfixierung entwickelte ERSKINE (1961). Er löste Phenol in Ethanol und Natriumarsenat in Glycerin und gab nachträglich Salicylsäure dazu. Die Mischungen wurden in einer bestimmten Reihenfolge mit weiterem Glycerin und Formalin vermischt sowie 6-Chlorthymol zugegeben, welches das Wachstum von Pilzen hemmte. Die Aufbewahrung der Präparate erfolgte in trockenen, versiegelten Behältern.

TUTSCH (1975) verwendete für sein Mumifizierungsverfahren eine Mischung aus 96%igem Alkohol, Glycerin, Formalin, Lysoformin und Wasser. Bei den Methoden um 1979 wurde der Muskulatur des Präparates eine härtende Flüssigkeit z. B. 40%iges Formalin unter Zusatz von Bor-, Ameisen- oder Benzoesäure injiziert (Piechocki 1979). PIECHOCKI (1979) beschrieb, dass die Flüssigkeit über die größeren Gefäße appliziert wurde. Er empfahl die Fixierung der Hohlorgane in 60 - 70%igem Alkohol. Entwässert wurde in 96%igem Alkohol mit einem Zusatz von Kaliumarsenit. Nach dem Trocknen imprägnierte man die Präparate innen und außen mit Spiritus- oder Zaponlack⁸.

Eine, auch mit der S10-Silikon-Plastinationstechnik kompatible, formalin- und phenolreduzierte Fixierlösung stellten VAN TOOR et al. (2006/2007) vor. Die Einbalsamierungslösung enthielt 10 Liter Zinkchlorid und 100 ml Arthyl⁹. So konserviert, konnten die Leichen bei -4 °C mehr als 3 Jahre gelagert und zwischenzeitlich präpariert werden. Sowohl die Morphologie und die Flexibilität als auch die Farben der Präparate blieben nach dieser Fixierung gut erhalten. DUMITRU et al. (2012) führten eine Studie zur Herstellung von Tiermumien durch. Zur Mumifizierung verwendeten sie 15 - 35%iges Formalin, 10%iges Borax, Glycerin und reinen Ethylalkohol. Kleinere Objekte verbrachten sie zum Schutz des Anwenders nach der Konservierung in Sichtbehältnisse mit Paraffin. Bei größeren anatomischen Stücken verminderten sie die Formalinbelastung durch Wasserspülgänge vor der Manipulation durch die Betrachter.

⁸ Zaponlack ist ein dünnflüssiger, transparenter Nitrolack (Wikipedia (Zugriff am 17.01.2015)).

⁹ Arthyl ist eine Fertigmischung. Die „Arterienflüssigkeit“ enthält u. a. Methanol, Formaldehyd und 2-Methyl-2,4-Pentandiol (Hygeco (Zugriff am 07.12.2014)).

Wie die vorangegangenen Ausführungen erkennen lassen, wurden die Mumifizierungsmethoden durch zusätzliche Verfahren ergänzt, um eine langfristige Bewahrung der Gewebe zu gewährleisten und Formen zu stabilisieren.

Beschichtungs- und Durchtränkungsverfahren

MONRO I., CASSEBOHM, MECKEL u. a. trugen während des Trocknens der Präparate mehrmals eine Quecksilbersublimatlösung auf. Diese wurde aus Quecksilber und Franzbranntwein gemischt und wirkte eiweißfällend. Zusätzlich erhielten die getrockneten Objekte eine dicke Firnissschicht. FISCHER (1791) empfahl überdies, das frische Präparat für 24 Stunden in Sublimatwasser zu legen und nach dem Trocknen mit einer Weingeist-Arsenikmischung zu bestreichen. Beim ersten Bestreichen wurde der Firnis sehr dünn mit einem Pinsel aufgetragen, damit er bis in tiefere Gewebeschichten eindringen konnte. Erst nachdem der Firnis getrocknet war, pinselte man weitere ein bis zwei Schichten auf. Für Präparate mit Knochen und Muskeln, welche hart und unbiegsam waren, empfahl FISCHER weißen spirituösen Firnis. Es handelte sich hierbei um eine Tinktur, welche aus in Weingeist gelöstem Mastix oder Sandrak¹⁰ bestand. Außerdem verwendete er den, für die meisten anatomischen Zwecke brauchbaren Bernsteinfirnis. Die so behandelten Objekte konnten laut FISCHER mit Seifen oder Wasser gewaschen werden, ohne Schaden zu nehmen (Schwarz 1999/2000).

Einer der ersten Anatomen, welcher Glycerin in seinen Versuchen erprobte, war GIACOMINI (1840 - 1898). Er härtete Gehirne in einer gesättigten Chlorzinklösung. Die anfangs in der Lösung schwimmenden Organe wurden nach dem Absinken aus der Lösung genommen und in Spiritus gelegt. Nach ca. 1,5 Woche gab er die Gehirne für 3 - 4 Wochen in Glycerin. Im Anschluss wurden die Präparate wahlweise mit einem Firnis vom Gummi elasticum oder mit Hausenblase¹¹ bestrichen (Hawlik-van de Water 1989). Über 100 Jahre später beschrieb TORRES (2004) ein weiteres Glycerindurchtränkungsverfahren. SILVA et al. (2011) verglichen die beiden, teilweise modifizierten Verfahren. Vorerst wurden Ziegen- und Rindergehirne in 10%igem Formalin fixiert. Bei der Methode nach GIACOMINI wurden die Organe zweimal für je 5 Tage in frischen 95%igen Alkohol und danach, bis zu ihrem Absinken in Glycerin gegeben. Beim TORRES-Verfahren kamen Glycerin und Wasserstoffperoxid zur Anwendung. Erstgenannte Methode erlaubte durch die eingetretene Braunfärbung der Gewe-

¹⁰ Mastix ist ein Baumharz. Bei Sandrak oder auch Sandarak handelt es sich um Wacholderharz (Krünitz et al. 1824)

¹¹ Die Hausenblase ist die getrocknete Schwimmblase einer Störart. Das aufgeschwämmte Pulver wurde als s. g. Fischleim aufgetragen (Wikipedia (Zugriff am 17.01.2015)).

be keine Differenzierung von grauer und weißer Substanz. Die Präparate waren außerdem steif und unflexibel. Die nach TORRES behandelten Gehirne zeigten eine lebensnahe Optik und Elastizität (Silva et al. 2011).

RAMSAY und BATES (1949) bestrichen oder besprühten ihre Präparate mit einem transparenten, schnell trocknenden Lack, welcher die Oberfläche abdichtete. Dieses Verfahren modifizierte SAUNDERS (1953). Die Kadaver wurden in einer Lösung aus 20 % Methanol, 20 % Glycerin, 10 % Phenol und 50 % Wasser vorfixiert und anschließend mit einem Vinylharz beschichtet. Das „*Cocoon*“ trug er mit Hilfe einer Sprühpistole auf und stapelte die getrockneten Präparate bis zu ihrer Verwendung bei ca. 0 °C im Kühlhaus. KUBIK (1957) tränkte seine Exponate in Lackgemischen. Dies war ein langwieriger Prozess. Er härtete die Organe in 5 - 10%igem Formalin, durchtränkte sie über Wochen mit Glycerin und unterzog sie einer Mehrphasenlackierung. Er verwendete hierfür eine 10%ige Lackverdünnung, dann eine 50%ige Lacklösung und abschließend ungelösten „*Ducko-Autolack*“. INKE und CSANADY (1956) stellten ihre Trockenpräparate mit Hilfe von „*Arbocoll H*“, einem wasserlöslichen Kondensationsprodukt aus Carbamid und Formaldehyd, her. Um das Verfärben der fixierten Organe zu vermeiden, bleichten sie sie in einer 3%igen Wasserstoffsuperoxidlösung. Einer Behandlung in 10-, 20-, 30- und 40%igen Formalinkonzentraten schloss sich ein dreistufiges Tränken in Arbocolllösung an. Die erste Lösung bestand aus Arbocoll und 20 % Formalin, die zweite hatte 10 % weniger Formalin und die letzte Stufe war reines Arbocoll. Nach dem Abtropfen erfolgte die Kondensation in 0,1%iger Oxalsäure (Ehram, Steinmann 1978; Piechocki 1979). KITCHELL et al. (1961) beschichteten die zuvor in 99%igem Isopropylalkohol eingeweichten und danach getrockneten Mägen mit Glasfasermatten und mehreren Schichten Harz. Die Exponate waren sperrig und zerbrechlich und die Glasfaserschicht verdeckte einen Großteil der oberflächlichen Strukturen (Pond et al. 1992). HEINZE (1968) arbeitet mit Styrol oder Polyesterharzen und imprägnierte die Organe mit diesen Medien. Seine Technik eignete sich jedoch nur für kleine Objekte. Eine andere Form der Hohlorgankonservierung stellten EHR-SAM und STEINMANN (1978) mit ihrer Ausschäummethode vor. Sie füllten die Hohlräume von formalinfixierten Organen mit einem weich aushärtenden Polyurethanschaum. Durch das Schwenken der Präparate gewährleisteten sie, dass das anfangs noch flüssige Harz in möglichst alle Kammern eindrang. Schnittöffnungen verklebten sie mit Cyanolit und zum Schluss trockneten sie die Exponate.

Eine weitere Beschichtungstechnik stellte CHURCH (1968) vor. Er entwässerte Hohlorgane mit Ethanol, trocknete sie und beschichtete sie mehrere Male mit Lack oder Kunststoff wie

z. B. Epoxidharz. Ähnlich lief auch das Kunststoffbeschichtungsverfahren von UPDIKE und HOLLADAY (1986) ab. Die zuvor gereinigten und mit Isopropylalkohol entwässerten Hohlorgane wurden getrocknet und durch Luftdruck in ihrer physiologischen Form gehalten. Durch zweimaliges Auftragen einer klaren, flexiblen Kunststoffverbindung auf die Organoberflächen erhielten sie biegsame Exponate. Sie gaben an, dass die PVC-ähnlichen Harze nicht nur die Oberfläche abdeckten, sondern auch das Gewebe infiltrierten. Eine ähnliche Beschichtungsmethode wandten HOLLADAY und SMITH (1990) auch an Knochen an. Kleine Präparate tauchten sie in das flüssige Harz, große Flächen wurden bepinselt oder besprüht. Hierfür eignete sich der sonst in der Industrie zur Ummantelung von Werkzeuggriffen verwendete Kunststoff „*Plastic coat*“. Dieser trocknete bei Zimmertemperatur an und auf der Knochenoberfläche zu einem fest anhaftenden, transparenten Überzug (Pond et al. 1992).

Für fast jede Größe an Präparaten eignete sich die Methode von AL-HAYANI et al. (2011). In einem speziellen Drucktank wurden die Präparate mit Schellack¹² getränkt und mumifiziert. Sie konnten jederzeit für Unterrichts- oder Forschungszwecke wieder erweicht werden. Lediglich eine braunfärbende Wirkung wurde als negativer Nebeneffekt beobachtet (Weber, Al-Hayani 2012).

Gelenkpräparate

Gelenkpräparate lassen sich mittlerweile durch verschiedene Verfahren herstellen. Bei der Wahl der Methode kommt es darauf an, welchen Lehrzweck das Präparat erfüllen soll. Die Demonstration von Gelenkfunktionen erlaubten beispielsweise LORETIs (1972) ölbeschichteten Präparate. Autoren wie FLESCH (1887), CLEMENS (1952/53), JACOBSEN (1963), DA SILVA et al. (2004) u. v. a. beschrieben den Einsatz von Glycerin, um Exponate mit erhaltener Gelenkbeweglichkeit zu schaffen. HAMILTON (1977) publizierte eine Methode, mit welcher er trockene Präparate mit funktionstüchtigen Gelenken herstellte. Mit dieser Technik konnte er Bänder, Kapseln, Sehnen, Gefäßsysteme, Nervensysteme und endotracheale Systeme bewahren. Während der manuellen Präparation mussten die Strukturen mit nassen Tüchern immer feucht gehalten werden. Dafür nutzte HAMILTON eine Mischung aus 50%igem Alkohol und einer 1 : 100 000 Lösung von „*BTC-50*“, einem kommerziellen bakteriostatischen und fungiziden Agens. Anschließend legte er die Objekte in eine Reinigungslösung, welche aus 50 ml/l „*Chem-Solv*“ (Glasreiniger), 100 g/l Natrium-Diphosphat und 100 ml/l einer handelsüblichen Natriumhypochloritlösung bestand. Ausweichend konnte eine

¹² Schellack ist ein gesundheitlich unbedenkliches Material. Er wird von Insekten sezerniert, um ihre Larven abzudeckeln (Wikipedia (Zugriff am 17.01.2015)).

5%ige Kaliumhydroxidlösung anstelle von Chem-Solv verwendet werden und 10 ml/l 3%iges Wasserstoffperoxid anstatt Natriumhypochlorit. Im Nachgang wurden die Präparate unter fließendem Wasser und mit 70%igem Alkohol gespült. Danach wurden sie nacheinander tagelang in Xylol, 70%iges Ethanol und in 90%iges Ethanol und abschließend in Aceton gelegt.

Die Mumifizierung, als explizite Form der Konservierung, wird aufgrund der Vielzahl anderer, demonstrativer Methoden heutzutage kaum noch zur Herstellung anatomischer Lehrmaterialien durchgeführt.

Vor- und Nachteile

Vorteile

- unter günstigen Umweltbedingungen dauerhafte Haltbarkeit der Objekte
- platzsparend stapelbare Exponate (Schallenberg 1972; Piechocki 1979)

Nachteile

- Volumenverlust der organischen Gewebe; Formveränderungen, Schrumpfen von Strukturen
- kein Farberhalt
- oft ein langwieriger Prozess
- schlechte Präparierbarkeit im Nachhinein
- die Präparate können spröde und zerbrechlich werden
- Anfälligkeit gegenüber Feuchtigkeit und nachfolgendes Schimmelwachstum (Steinmann 1969; Schallenberg 1972; Piechocki 1979)

2.2.2 Gefriertrocknung

Das Verfahren der *Gefriertrocknung* (Lyophilisation) ist eine kombinierte Technik. Sie ist ein Prozess, bei dem das Material eingefroren und ihm anschließend die Flüssigkeit entzogen wird. Die Feuchtigkeit wird direkt aus dem kristallinen in den gasförmigen Zustand überführt. Das Verfahren setzt sich aus drei Schritten: dem Gefrieren, der Primärtrocknung (Sublimation) und der Sekundärtrocknung zusammen. Bei der Sublimation wird der Wassergehalt von Geweben auf wenige Prozent gesenkt. Der Entzug der Feuchtigkeit nimmt Mikroorganismen die Lebensbedingungen. Der Restwassergehalt sollte kein biologisches Wachstum mehr ermöglichen. So verzögert sich der Verfall, teilweise auf Jahre hinaus, ohne dass zusätzlich

noch gekühlt oder chemisch nachbehandelt werden muss (Harris 1965; Gressner, Arndt 2006).

Historischer Überblick

Die Gefriertrocknung fand anfänglich ihre Verwendung in der Lebensmittelkonservierung. So bedienten sich ihrer die Inkas zur Haltbarmachung bestimmter Nahrungsmittel. Sie nutzten die niedrigen Außentemperaturen und froren das Gut ein. Anschließend setzten sie es der Sonnenwärme und der zirkulierenden, kalten Andenluft aus (Maier 2003).

Im medizinischen Bereich wurde das Einfrieren und anschließende Trocknen durch den Leipziger Anatom ALTMANN (1890) beschrieben. Mit seiner Methode „...*Ausfrieren unter der kritischen Temperatur...*“ (Altmann 1890) (Hervorgehoben durch Y. O. (Verfasser dieser Arbeit)) entwickelte er die Gefriertrocknung - in seinem Falle für die Histologie (Gerlach 2009). Dazu ließ er frische Organstücke einfrieren und trocknete sie in diesem Zustand bei unter -20 °C und Unterdruck. Nach MAIER (2003) konnten BENEDICT und MANNING 1905 den Druck bei der Gefriertrocknung organischen Materials mittels einer „chemischen Pumpe“ reduzieren. Für noch optimalere Druckverhältnisse sorgte 1909 SHACKELL. Für seine Trocknungsversuche benutzte dieser eine mechanische Vakuumpumpe (Maier 2003).

In der Folgezeit wurde die Gefriertrocknung erstmals 1927 in der Patentliteratur erwähnt und geht auf den französischen Erfinder TIVAL zurück (Cortes, van Caekenberghe 1997). Ebenso ließ ELSER sein Verfahren patentieren. Er lieferte 1934 eine ausführliche Beschreibung der Vakuumtrocknung von gefrorenem Gut. Er benutzte eine Kühlfalle mit festem Kohlendioxid als Kondensator. Im gleichen Jahr beschrieb RUTH (1934) das Einfrieren von biologischen Geweben mittels Trockeneis (Kohlensäureschnee). Im darauffolgenden Jahr benutzten FLOSDORF und MUDD Trockeneis und Methanol als leicht handhabbare Kühlmedien für ihre Gefrierversuche (Cortes, van Caekenberghe 1997).

Nach 1945 wurde die Gefriertrocknung eine allgemein anerkannte Methode zur Konservierung biologischer Produkte (Maier 2003). In England veröffentlichten 1956 DAVIS und in Montreal 1959 STADELMANN weitere Methoden, vollständige Organismen zu lyophilisieren. Kurz danach ließ MERYMAN (1960) die erste Anleitung zur Gefriertrocknung von Säugetieren in Washington drucken (Piechocki 1979).

Gegen Ende der 50er Jahre des 20. Jahrhunderts führte der Amerikaner HOWER (1979) die Gefriertrocknung als Tierpräparationsmethode am Smithsonian Institut ein. Kurze Zeit später erwähnte HARRIS (1964/65) den Einsatz von Kalziumtrockenmitteln und die Zuhilfenahme einer Gasballastpumpe, um das im Prozess entzogene Wasser zu entfernen (Hildebrand 1968;

Diekamp 1982). SCHREIBER (1988) berichtet über die Verwendung der Vakuum-Gefriertrocknung an einem deutschen Institut¹³ seit 1978. Er bemerkte, dass sich die Lagerung in Bezug auf die Höhe im Trockenschrank auf die Präparate auswirkte, da unterschiedliche Temperaturgefälle zwischen dem Kondensator und dem Objekt herrschten. Eine kürzere Trocknungszeit erreichte er, wenn die Präparate in den oberen Schichten gelagert wurden. Um das Reißen der Strukturen zu vermeiden, lagerte er das Gut aber eher tiefer. Präparate mit Fettanlagerung wurden im Nachgang mit Ether und Paraffin durchtränkt. Die getrockneten Objekte versiegelte er abschließend mit einer Firnis- oder Nitrolackschicht.

Um lyophilisierte Präparate ohne Änderung des Trocknungsvorgangs präparierbar zu machen, tränkten DRENHAUS et al. (1998) diese mit klarem Acrylkunststoff. Die Präparate erhielten dadurch die Konsistenz von weichem Holz.

Verfahren

Das Verfahren der Gefriertrocknung eignet sich zum Bewahren des Istzustandes eines z. B. fertiggestellten, präparierten Frischpräparates. Um bestimmte Stellungen von Gelenken kleiner Tiere zu fixieren, kann man diese vorbereitend kurz mit flüssigen Stickstoff (-197 °C) behandeln. Günstig erweist sich hierbei Stickstoff aus der Spraydose, da beim Einlegen die Gefahr des Sprödwerdens der Gewebe besteht. Vorerst wird das Objekt bei ca. -15 °C in einer Gefriereinrichtung bei Normaldruck durchgefroren. Diese Vorbehandlung bewirkt, dass die Zellen durch ihre gefrorene Zellflüssigkeit eine mechanische Widerstandskraft aufweisen. Ungefroren würde das Zellwasser im Vakuum sublimieren und zum Schrumpfen der Gewebe oder zu Rissen an der Oberfläche der Präparate führen.

Im nächsten Schritt, der Primärtrocknung, wird das enthaltene Wasser sublimiert – sprich, die Eiskristalle werden zu Wasserdampf umgeformt. Das beruht auf dem Prinzip, dass das Wasser auch im gefrorenen Zustand einen ausreichend hohen Dampfdruck aufweist, um direkt vom gefrorenen in den gasförmigen Zustand überzugehen. Dafür wird das Gefriergut in die Objektkammer verbracht und ein Vakuum angelegt. Der Wechsel des Aggregatzustandes geschieht unter Zufuhr bzw. Abgabe einer bestimmten Wärmemenge, der Umwandlungsenergie. Weil diese Energie aus der Umgebungstemperatur bezogen wird, würde sich die Temperatur in der Trocknungskammer im Laufe des Prozesses ändern. Um die Temperatur konstant zu halten, wird der Kammer daher so viel Wärme zugeführt, wie vom Wasser als Sublimationsenergie aufgenommen wird. Im Verlauf des Trocknungsprozesses besteht die Atmosphäre

¹³ am Bezirkskrankenhaus Hoyerswerda

in den Kammern fast ausschließlich aus Wasserdampf, der sich als Eis auf den kalten Rohrschlangen des Kondensators niederschlägt.

Am Präparat läuft der Prozess folgendermaßen ab. Die Sublimation beginnt an der Oberfläche des Objektes und setzt sich in dessen Zentrum fort. Durch das Bestreben immer in Richtung des geringeren Dampfdruckes zu diffundieren, wandern die Wasserdampfmoleküle aus der Eisschicht durch die bereits getrocknete Schicht zur kalten, dampfdruckverminderten Oberfläche des Kondensators. Im Verlauf der nachfolgenden Sekundärtrocknung wird durch Erwärmen stärker gebundenes Wasser aus dem Produkt entfernt. Durch regelmäßiges Wiegen des Präparates kann der Flüssigkeitsverlust anhand der Gewichtsabnahme kontrolliert werden (Schreiber 1988; Kienecker, Uhlmann 1989; Diekamp 1982; Maier 2003).

Vor- und Nachteile

Vorteile

- nur minimale Strukturveränderungen des getrockneten Gutes und somit gut erhaltene Form- und Detailtreue
 - kein Schrumpfen der Gewebe
 - guter Farberhalt
- geringes Gewicht der Präparate
- kurze Bearbeitungszeiten
- gute Temperaturbeständigkeit
- minimale Aktivitätsverluste bei biologischem Material
- empfindliche, thermolabile Stoffe werden schonend getrocknet
- eine schnelle und vollständige Rehydratation ist möglich
- Verlängerung der Haltbarkeit (Maier 2003)
- trockene Präparate
- die Methode ist mit anderen Verfahren kombinierbar (Schreiber 1988; Kienecker Uhlmann 1989)

Nachteile

- endgültige und nicht korrigierbare Form der Präparate nach dem Trocknen
- unnatürliches Härten der Gewebe
- Staubschutz ist angeraten
- begünstigte Oxidationsprozesse durch die poröse Oberfläche bei minimaler Feuchtigkeitseinwirkung; Verklumpen durch Feuchtigkeit; dann anfällig gegenüber Pilzbefall

Funde von im Eis eingeschlossenen, über Jahrhunderte bis Jahrtausende gut erhaltenen Individuen.

Spätestens seit der Erfindung und seriellen Herstellung von Kühl- und Gefriercontainern aller Art, hat man diese vermutlich auch zur Lagerung von Präparaten genutzt. In vielen Publikationen wurde die Kälteanwendung, oftmals als zwischenzeitliche, geweberhaltende Maßnahme, erwähnt. Das Gefrieren von Präpariergut wurde beispielsweise von STEINMANN und MÜLLER (1983), BARTELS et al. (1992), AAIMLS und MIAS (1995), MESSMER et al. (2010) u. v. a. dokumentiert. Ein spezielles, in der Tieranatomie erprobtes Gefrierverfahren beschrieben MATHEWS et al. (2010). Um die Anzahl der Tiere, die für anatomische Lehrveranstaltungen gebraucht wurden und dafür hätten getötet werden müssen, und den Einsatz von Chemikalien zu reduzieren, arbeiteten sie mit einer altbekannten Methode. Kleintiere, welche aus gesundheitlichen Gründen euthanasiert werden mussten, wurden unmittelbar nach dem Tod gekühlt und sofort oder kurz danach vorpräpariert. Diese vorbereitende Maßnahme beinhaltete das Häuten, das Eröffnen des Abdomens über die Linea alba und der Thoraxhöhle über das Zwerchfell, die Entnahme der Organe und das Säubern und Trocknen der Körperhöhlen. Außerdem wurden die Hohlorgane eröffnet und deren Lumina gründlich mit Wasser gespült. Danach gab man sie in wassergefüllte Behälter und fror diese ein. Die Körperhöhlen wurden mit saugfähigem Material gefüllt und durch eine Naht wieder verschlossen. Die anschließend in einer Plastiktüte verpackten Kadaver wurden ebenfalls eingefroren. Für die Lehrvorstellung entnahm man die benötigten Präparate ca. 24 Stunden vorher aus der Gefrieranlage und ließ sie wieder auftauen.

2.4 Feuchtkonservierung

Die herkömmliche „*nasse*“ Konservierung gehört noch immer zu den wichtigsten Techniken in den veterinärmedizinischen Instituten. Feuchtpräparate sind aussagefähige, den Gegebenheiten von lebenden Tieren nahekommende Demonstrationsobjekte. Daher sind die altbewährten Praktiken der Feuchtkonservierung neben den verschiedenen neuzeitlichen Methoden wie beispielsweise der Imprägnierung mit Kunststoffen nicht wegzudenken (Albrecht 1988). Da viele, aus Trockenkonservierungsprozessen stammende Präparate für die anatomische Präparation ungeeignet waren, suchten verschiedene Ärzte und Wissenschaftler ab dem 16. Jahrhundert verstärkt nach geeigneteren Methoden, Körper zu erhalten (Kurz 1978). Mit der

Entdeckung fixierender und konservierender Flüssigmedien konnte eine weitere Basis der Konservierung geschaffen werden.

Vorläufer der Verfahren der Feuchtkonservierung war die Verwahrung von organischem Material in Honig. Es ist überliefert, dass Leichen bedeutender Persönlichkeiten wie z. B. von König *Agesipolis von Sparta* (215 v. Chr.), von *Agesilaus* (um 400 v. Chr.) oder auch *Alexander des Großen* (323 v. Chr.) mit der Hoffnung auf längere Haltbarkeit, in Honig gelegt wurden (Reich 1860; Kleiss 1967). Ferner sollen auch die Chinesen schon 2000 v. Chr. „bewegliche Mumien“ in Flüssigkeit haltbar gemacht haben¹⁴ (Meckl 2004).

Die Entdeckung des Blutkreislaufs durch HARVEY (1578 - 1657) brachte für die Feuchtkonservierung wesentliche Vorteile. Die Präparate konnten schneller und besser konserviert werden. Oft drang die Lösung beim reinen Einlegen nicht bis in die tieferen Schichten und das Gewebe fiel der Fäulnis zum Opfer. Durch die Verteilung der Medien bis in die peripheren oder feinsten Gefäße konnten nun auch schlecht zugängige Strukturen infiltriert werden. W. HUNTER (1718 - 1783) erkannte, dass Konservierungsflüssigkeiten gleichmäßig und rasch alle Gewebsbezirke erreichten, wenn sie direkt in die Gefäße injiziert wurden. Durch dieses Prinzip wurde die Eviszeration fast überflüssig (Kurz 1978).

Historischer Überblick

Lösungen zur Fixierung und Konservierung

Die Wahl der Substanzen war sehr unterschiedlich und die Vielfalt an Kombinationen nahm mit der Entdeckung weiterer Chemikalien stetig zu. Die verschiedenen Lösungen in bestimmte Kategorien einzuteilen, gestaltete sich teilweise als schwierig, da sie meist aus mehreren unterschiedlichen Substanzen zusammengesetzt waren.

Alkohole und Phenole

Die Alkohole und Phenole wurden zumeist als Desinfektionsmittel verwendet, bevor sie in den Methoden der Konservierung zum Einsatz kamen. In Anlehnung an HARVEYs Aufzeichnungen über den Blutkreislauf haben laut KURZ (1978) 1663 BOYLE, 1668 DE GRAAF und 1687 BLANKAART den, zu konservierenden Leichen Alkohol injiziert. Außerdem spritzte man alle Körperhöhlen mit Wasser aus und behandelte mit Weingeist. Anschließend wurden die Körper nicht mehr getrocknet, sondern man bewahrte sie in weingeistgefüllten Behältern auf. Hier musste darauf geachtet werden, dass genug Flüssigkeit in den Aufbewahrungsgefäßen blieb, da die Lösung eine hohe Verdunstungsrate aufwies (Kurz 1978). Alte

¹⁴ Angaben zu verwendeten Medien fehlten in MECKLs Ausarbeitung.

Dokumente überlieferten, dass im 17. Jahrhundert am Tübinger Institut Präparate gesammelt und in Behältern mit Spiritus aufbewahrt wurden (Mörike 1988). In Holland konservierte RUYSCH (1638 - 1731) die Toten in Weingeist und in aus Gerste destilliertem, 67%igen Alkohol mit Schwarzpfefferbeimischung. Sein Forschen wurde 1666 durch einen Auftrag der niederländischen Regierung angeregt. Der Arzt wurde ersucht, eine Möglichkeit zu finden, die Verwesung der Leiche des Vize-Admirals Sir Berkley aufzuhalten, um diese möglichst gut erhalten nach England befördern zu können. Dies gelang RUYSCH auch mit gutem Ergebnis. In der Folgezeit unternahm er viele vaskuläre Injektionen, u. a. soll er auch Arsenmischungen angewandt haben. Seine Präparate waren vielerorts bekannt. Einige davon wurden sogar nach Petersburg transportiert. Leider vertrockneten viele seiner Präparate auf dem Weg dahin, nicht weil der Alkohol verdunstete, sondern weil sich diesen die russischen Bewacher schmecken ließen (Cole 1921; Kurz 1978; Schultka et al. 2003; Ajmani 2008).

Eine etwas bizarre Geschichte beweist, dass nicht nur die Gelehrten die konservierenden Eigenschaften des Alkohols kannten. Der englische Kapitän Jenkins wurde 1731 vor Kuba misshandelt. Sein dabei abgeschnittenes Ohr zeigte er 1738 in einer Parlamentsdebatte vor. Er hatte das Organ über die Jahre in Alkohol aufbewahrt¹⁵ (Zeuske 2007).

Aus einem Buch von RÖMER (1797) ist ersichtlich, dass kleine Säugetiere in dicht verschlossenen, alkoholgefüllten Tonnen, Fässern, Gläsern oder Zinnbechern aufbewahrt wurden. Er erklärte, dass „...*die Wahl und Zubereitung des Brandteweins dessen man sich zu diesem Endzwecke bedient, nicht gleichgültig...*“ (Römer 1797) (Hervorgehoben durch Y. O.) war. Weitere Auszüge aus überlieferten Konservierungspraktiken des 18. Jahrhunderts belegen den Einsatz von Alkohol bei der Konservierung von Hohlorganen. So wurde beschrieben, dass die Harnblase und der Darm vor der Alkoholkonservierung mit Haaren, Wolle, Baumwolle oder anderen Materialien ausgestopft wurden. Anschließend legte man die Organe ca. 10 Tage zum Härten in Weingeist und zur Endaufbewahrung in hochwertigen Franzbranntwein. Leider war bei der Alkoholkonservierung kein Farberhalt gegeben (Kurz 1978; Schultka et al. 2003).

Um 1830 wurde durch FRANCHINA in Nepal und LAUTH in Straßburg das Injektionsverfahren eingeführt und gesättigte, wässrige Arseniklösung injiziert (Putz et al. 1974). LAUTH (1803 - 1837) empfahl 1836 die Aufbewahrung von Gehirnen in purem Weingeist oder in diesem mit Zusätzen von Salpeter- und Salzsäure u. a. Substanzen. Außerdem erwähnte er das Verwahren in einer Sublimat-Weingeistlösung oder in wässriger Alaunlösung. Zu seiner Zeit war

¹⁵ Dieser Beweis trug unter anderem dazu bei, dass Großbritannien 1739 Spanien den Krieg erklärte (Zeuske 2007).

auch das Kochen der Organe in Öl gängig (Grönroos 1898). REIL (1759 - 1813) vermochte bereits zu seiner Zeit, Gehirne durch seine gewebehärtende Methode langfristig haltbar zu machen. Er war einer der bedeutendsten Neuroanatomen seiner Zeit. Entnommene Kleinhirne übergoss er mehrmals mit Brantwein und ließ diesen einwirken. Nach 12-stündiger Lagerung in Alkohol erfolgten die Präparation und das wiederholte Übergießen mit Alkohol. Danach ließ er die Gehirne für einige Tage in Alkohol liegen, übergoss sie mit frischem Alkohol und legte sie anschließend monatelang bis zum vollständigen Durchhärten in die Flüssigkeit. Aufgrund der hohen Verdunstungsrate mussten die Aufbewahrungsgefäße dicht verschlossen werden oder ein regelmäßiges Auffüllen des Alkohols erfolgen (Schultka et al. 2003).

CARTER (1995) stellte fest, dass ein 50%iges Verdunsten von Ethanol zur Reduktion der Konzentration um 10 - 15 % in der Restlösung führt. Daher kommt es trotz Auffüllens zu einem graduellen, schleichenden Alkoholverlust. WALLER und STRANG (1996) machten darauf aufmerksam, dass die Konzentration des Ethanols im Präparateglas nicht unter 50 % sinken sollte. Bei einer niedrigeren Alkoholkonzentration würde die konservierende Wirkung von Ethanol-Wasserlösungen nachlassen und der Erhalt der Gewebe wäre nicht mehr gewährleistet.

Aufgrund seiner guten desinfizierenden und konservierenden Eigenschaften wurde das Ethanol sowohl als alleinige Konservierungsflüssigkeit als auch in Kombination mit einigen nachfolgend benannten Substanzen verwendet.

Das *Glycerin* wurde bald nach seiner Entdeckung wegen seiner hygroskopischen Wirkung als nutzbringend für die Feuchtkonservierung erkannt. Mitte der 1860er Jahre nutzte LASKOWSKI das Glycerin als Vehikel für die *Karbolsäure (Phenol)* und, um das Austrocknen der Präparate durch Verdunsten zu vermeiden. Seine ursprüngliche Lösung bestand aus 100 l Glycerin und 5 kg in Lösung gebrachte Karbolsäure. Später verwendete man aus Kostengründen für die *Laskowski-Mischung*:

bernsteingelbes Glycerin	100 l
95%igen Alkohol	20 l
kristalline Karbolsäure	5 kg
kristalline Borsäure	5 kg

Unabhängig davon entwickelte RÜDINGER um 1870 mit seinem „*Carbolglycerin*“ eine ähnliche Mischung (Grönroos 1898). Die durch LASKOWSKIs Forschungen und Weiterentwicklung entstandene und 1878 veröffentlichte „Genfer Konservierungslösung“, ein Gemisch

aus Glycerin und Phenol im Verhältnis 10 : 1, modifizierte SCHIEFFERDECKER (1882) durch die Zugabe von Alkohol und Wasser. Versuche, Mischungen mit Kochsalz-, Natronsalpeter (Natriumnitrat)- und Buchenholzteerkreosotzusatz einzusetzen, scheiterten am starken Austrocknen und dem Schrumpfen der Haut und der Schädigung der Epidermis.

HOCHSTETTER machte um 1898 die Beobachtung, dass die Präparate unter Verwendung von 5%igem Karbolwasser weniger austrockneten, als wenn sie mit dem Karbol-Glycerin-Alkoholgemisch behandelt wurden (Grönroos 1898; Ruth 1934; Kurz 1978; Piechocki 1979).

GRÖNROOS (1898) meinte jedoch, die Austrocknung wäre dem Alkoholzusatz geschuldet.

FLESCHE (1887) verwendete das Glycerin in Verbindung mit Sublimat in zwei verschiedenen Lösungen zur Konservierung von Gehirnpräparaten und anderen Geweben. Das Sublimat sollte hierbei lediglich das Wachstum von Schimmel verhindern. Vorbereitend legte er die Gehirne zum Säubern in Wasser und zur Fixierung in Alkohol. Anschließend konservierte er in einer schwachen Glycerin-Alkohollösung und danach in reinem Glycerin. Manche Präparate behandelte FLESCHE zum maximalen Feuchtigkeitsentzug unter Vakuum mit Chlorkalzium. Er hob hervor, dass bei in Glycerin konservierten Gelenkpräparaten die Beweglichkeit erhalten blieb. Dies bemerkte auch CANNIEU 1897 bei der Verwendung von Glycerin bei der Leichenkonservierung (Putz et al. 1974; Kurz 1978). Wegen der hygroskopischen Wirkung der Substanz sind reine Glycerinpräparate allerdings stark klebrig. Dies reduzierte man durch das Beimischen anderer Agenzien. KADYI (1901) verwendete z. B. eine Kombination aus Glycerin und 2 - 5 % Chloralhydrat¹⁶ und gab zusätzlich Formalin zu (Kurz 1978). Das Glycerin wurde in der Folgezeit in verschiedenen Lösungen getestet.

STEINMANN (1971) beschrieb eine Variante eines Glycerin-Alkohol-Phenolgemisches:

Glycerin	100 ml
Alkohol	20 ml
Phenol crist.	5 ml
Acid boric. crist. ¹⁷	5 ml

Das Phenol wurde um 1978 in Europa wegen seiner gesundheitsschädigenden Wirkung kaum noch genutzt. Es war damals nur noch an einigen Instituten als klassisches Karbolwasser in Fixationsgemischen in Gebrauch. Wegen seiner Giftigkeit und Geruchsintensivität wurde in

¹⁶ Chloralhydrat ist ein Aldehydhydrat, welches früher lt. Kurz (1978) als Antiseptikum für Pharyngitiden Verwendung fand. In neuerer Literatur wird das Chloralhydrat als erstes veterinärmedizinisches Injektionsnarkotikum benannt (Löschner et al. 2006). In der Präparation wurde es wegen seiner antimykotischen, antiseptischen und schwach aufhellenden Wirkung an Organoberflächen dazugegeben.

¹⁷ Angaben des Autors

den 80er/90er Jahren des 20. Jahrhunderts versucht, das Phenol in den Anatomiesälen durch Thymol, Glycerin, Chloralhydrat und andere Zusätze zu ersetzen (Kurz 1978; Kunz, Wilcke 1991).

Zusätze und Gemische

Im ersten Drittel des 19. Jahrhunderts arbeitete man mit vielerlei Gemischen. Neben Natriumchlorid, Salpeter, Sublimat und Borsäure kamen Alaun, Arsenverbindungen, Kreosot, Chlorzink, Kaliumbichromat u. v. m. zum Einsatz. Man arbeitete mit Karbol, Methanol, Ethanol, Glycerin und Chinosol (Kunz, Wilcke 1991).

SUCQUET verwendete 1870 Zinkchlorid in seinen Experimenten, welches, laut KURZ (1978), FALCONI vermutlich schon 1853 genutzt hatte. Diese leicht lösliche Substanz, auch als Chlorzink bekannt, zeichnete sich durch ihr hohes Diffusionsvermögen aus. Nach der Injektion in die Gefäße breitete sich die Lösung rasch im umliegenden Gewebe aus. Es folgten Versuche durch RITTER, mit alkoholischer Arseniklösung, essig- oder salzsaurer Alaun-erde oder durch BERRES mit Holzsäure zu konservieren¹⁸. HYRTL stellte ähnliche Untersuchungen an. Um 1860 gab er seinen Alkohollösungen essigsäure Tonerde zu. Von Versuchen, mit Zinkchlorid zu konservieren, kam er wegen der starken Entfärbung wieder ab (Kurz 1978).

Auch die Ende der 1870er Jahre durch WICKERSHEIM entwickelte Lösung war eine Kombination mehrerer Substanzen. Die „*Wickersheimer Lösung*“ war arsen- und salzhaltig. Sie setzte sich, wie folgt, zusammen:

Wasser	3 000 ml
Alaun	100 g
Kochsalz	25 g
Kalialpeter	12 g
Pottasche	60 g
arsenige Säure	20 ml

Zum Lösen der Bestandteile wurde die Mixtur aufgekocht und nach dem Abkühlen filtriert. Dazu gab man anschließend 4 000 ml Glycerin und 1 000 ml Methylalkohol (Buchheister 1893; Grönroos 1898). Später wurde bemängelt, dass Objekte, welche mit dieser Lösung behandelt worden waren, schimmelten. Außerdem fiel auf, dass die Präparate weich und schmierig wurden.

¹⁸ Angaben ohne Literaturquelle durch Kurz (1978)

Weitere gebräuchliche Lösungen dieser Zeit waren die *Garstinische Flüssigkeit*¹⁹ und die *Stirlingsche Flüssigkeit*²⁰, mit welchen auch einbalsamiert wurde (Meyers 2010 - 2014).

BOUIN konservierte um 1900 mit seiner Mischung aus:

gesättigter wässriger Pikrinsäure	15 ml
Formalin 38%	5 ml
Eisessig 98%	1 ml

Allerdings konnte das *Bouin'sche Gemisch* nur für kleine Präparate angewendet werden, da die Fixiertiefe relativ gering war. Zum Auswaschen der gelbfärbenden Pikrinsäure wurden die Präparate in 70 - 80%igen Alkohol gelegt (Greibenstein, Holle 1989). DALLA ROSA (1890) gab bekannt, dass er mit 1%iger Chromsäurelösung konservierte. Zeitgleich wurde in Rostock ein Salz-Kreosotgemisch zur Konservierung verwendet (Grönroos 1898). Sieben Jahre später gab SCHIEFFERDECKER (1897) eine Chinosollösung in die Gefäßsysteme (Unknown 1899). Damit leitete er laut GRÖNROOS (1898) die Reduktion von Phenol in den Lösungen ein.

Formaldehyd

Neben den bereits genannten Substanzen fand der *Formaldehyd* kurz nach dem Nachweis seiner konservierenden Eigenschaften in der Feuchtkonservierung breite Anwendung. Die in Wasser gelöste Form, das Formalin (Formol), wurde in unterschiedlichen Konzentrationen getestet.

Eindringtiefen von Formalin

Tab.: 1 Ausgewählte Eindringtiefen von Formalin nach STEINMANN (1972)

%ige Lösung	Eindringdauer in h	Eindringtiefe in mm
4	16	4
10	16	6
4	40	6
10	40	15

1886 veränderte LASKOWSKI seine *Genfer Mischung* und brachte eine Kombination aus Formalin, Phenol, Glycerin und Alkohol - die *Laskowski-Mischung* - auf den Markt. Unter der gleichen Bezeichnung existierte eine durch GRÖNROOS (1898) beschriebene, bereits genannte, formalinfreie Lösung. Eine abgewandelte Form des neuen Gemisches fand unter den

¹⁹ Die in England gebräuchliche Flüssigkeit enthielt Glycerin, Karbolsäure und Arsen (Meyers 2010 - 2014).

²⁰ Eine Mischung aus Kreosot, Holzgeist und Sublimat (Meyers 2010 - 2014).

europäischen Präparatoren großen Zuspruch. Mittels Formalin, ließen sich sogar die sonst schwer zu erhaltenden Gehirne in einen akzeptablen Zustand versetzen. CHENZINSKY (1896) härtete Gehirnpräparate mit einer 5%igen Formalinlösung. GEROTA (1896 a/b), welcher laut KAISERLING (1896) den Formaldehyd in die Konservierungstechnik eingeführt haben soll, wählte jahreszeitlich abhängig, unterschiedliche Formalinkonzentrationen. Im Sommer hielt er 3%ig für ausreichend und im Winter 5 - 6%ig für erforderlich (Grönroos 1898). In seiner Publikation von 1896(a) beschrieb GEROTA, dass er zur Organgewebefixierung wiederholt 15%ige Formalinlösung in eine beliebige Arterie injizierte. Er war von der elastischen Härte seiner Präparate begeistert. Außerdem fixierte er Objekte mit 5%iger Formalinlösung zur Vorbereitung von Gefrierschnitten.

Mit der Einführung des Formaldehyds in die Feuchtkonservierung wurde auch die Grundlage für die Farbumwandlung und Konservierung nach KAISERLING (1896), MELNIKOW-RASWEDENKOW (1896/97), JORES (1896/1913) und PICK (1900) geschaffen. Da die Anwendung der Formalin-Gas-Methode von MELNIKOW-RASWEDENKOW etwas umständlich war, konnte sich diese nicht durchsetzen. Die Rezepturen von Formalin-Salzlösungen der genannten Autoren erbrachten gute Farbergebnisse beim Verwenden einer niedrigen Konzentration des Formaldehyds zur Fixierung der Präparate. Die formalin- und phenolfreie Endaufbewahrung in einer Salz-Glycerin-Lösung mit geeignetem Brechungsindex begünstigte zudem das natürliche Aussehen der Präparate (Keßler 1989).

Die gemeinsame Wirkung dieser Verfahren beruhte auf der Reaktion von Formalin und Alkohol mit dem Blutfarbstoff und dessen Umwandlung. Durch die Reaktion mit Formalin wurde/wird aus Hämoglobin das bräunliche Methämoglobin gebildet, welches sich wiederum durch Kontakt mit konzentriertem Alkohol in das rote Kathämoglobin umwandelt/e (Steinmann 1972; Kunz, Wilcke 1991).

Die farberhaltende Mischung nach KAISERLING um 1900 setzte sich wie folgt zusammen:

Lösung zur Fixierung

Aqua destillata	1 000 ml
konzentriertes Formalin	200 ml
Kaliumacetat	30 g
Kaliumnitrat	15 g

Lösung zur Aufbewahrung

Aqua destillata	2 000 ml
Glycerin	400 ml
Kaliumacetat	200 g
(Roulet 1948; Keßler 1989)	

KAISERLING (1922) brachte die Ergebnisse seiner Nachforschungen über die Wirkungsweisen der Lösungen zu Papier. Er beschrieb u. a., dass die Salzzusätze in den Formalinlösungen das Härten der Gewebe verzögerte. Das beigemischte Kaliumnitrat förderte die Bildung von

Methämoglobin. Nach der Fixierung erfolgte eine Zwischenbehandlung in 80%igem Alkohol, welcher die Rückfärbung bewirkte. STEINMANN (1982) empfahl als Restitutionsflüssigkeit 90%igen Alkohol. KEßLER (1989) fügte einem Liter Aufbewahrungslösung zum Vermeiden von Schimmelbildung 1 g Phenol zu. Um gute Ergebnisse zu erhalten, mussten für die einzelnen Schritte bestimmte Zeitintervalle eingehalten werden.

Durch die Zugabe von Leuchtgas und die Reduktion des Formalinanteils der Kaiserling-Lösung um ca. 10 % erzielte SCHULTZ (1929) eine Verbesserung der Farbtöne seiner Präparate (Matthias 1958).

Bei der Konservierung nach JORES (1913) entfiel der Zwischenschritt des Alkoholbades:

<i>Jores I</i>		<i>Jores II</i>	
Aqua destillata	1 000 ml	Aqua destillata	1 000 ml
Natrium sulf. (Karlsbader Salz)	50 g	Glycerin	600 ml
Chloralhydrat	50 g	Kaliumacetat	300 g
Formalin	50 ml	(Roulet 1948; Keßler 1989)	

Durch die reduktive Wirkung des Chloralhydrates, so vermutete KEßLER (1989), wurden das Oxihämoglobin und dadurch auch die Farbe erhalten. Das zugegebene Salz förderte die Fixierung (Neumayer 1906; Kaiserling 1922; Thiel 1992; Ginner 2011). CLAUHS (1957) gab eine andere Zusammensetzung der *Jores-Lösung II* an. Nach dessen Angaben bestand sie aus:

Aqua destillata	1 000 ml
Glycerin	200 ml
Kaliumacetat	100 g

PICK fixierte seine Präparate um 1900 in einer Lösung aus:

Aqua destillata	1 000 ml
Karlsbader Salz	50 g
und 40%igem Formalin	50 ml

Die Präparate nahmen während der Härtephase eine schmutzig-braune bis rötliche Färbung an. Daher gab er sie anschließend in 80 - 85%igen Alkohol. In dieser Restitutionsflüssigkeit verblieben die Objekte, bis die ursprüngliche Färbung wieder hergestellt war. Nach Abtropfen des Alkohols legte er die Objekte zur Aufbewahrung in eine Mischung aus:

Wasser	900 ml
Glycerin	540 ml
und Natriumacetat	270 ml (Steinmann 1982)

Wie bei jeder Methode, gab es auch beim Einsatz von Formalin gewisse Einschränkungen. Das Problem der Schimmelpilzbildung am Präparat durch Formalinmangel löste der deutsche Mediziner FÜLLEBORN (1901) mit der Zugabe von Glycerin. Dieses setzte er einer 10%igen Formalinlösung gezielt im Verhältnis 3 : 1 zu. Einer weiteren Problematik widmete sich NEUMAYER (1906). Nach geglückten Versuchen, den Formalingeruch durch Aufsprühen von Ammoniak zu eliminieren, experimentierte er weiter. Er legte das Präpariergut tagelang in eine 12,5%ige Ammoniaklösung, welche er durch Verdünnung aus käuflichem Salmiakgeist hergestellt hatte. Anschließend neutralisierte er die Präparate in 3%iger Salzsäure. Gehirne, welche nach dieser Methode behandelt wurden, wiesen eine neuartige Festigkeit und Elastizität auf. Trotz der verbesserten Arbeitsbedingungen konnte sich NEUMAYERs Technik zu jener Zeit bei der Konservierung anatomischer Objekte nicht durchsetzen (Kurz 1978; Piechocki 1979). VAN DER EERDEN und VAN NIE (1981) konnten die Geruchsbindung nach Experimenten mit 2 % Ammoniak am formalinfixierten Präparat ebenfalls bestätigen. Aufgrund des schwierigen Handlings von Ammoniak konnte sich aber auch diese Methode nicht durchsetzen. KAWAMATA und KODERA (2004) griffen die Idee wiederholt auf. Sie berichteten von der Neutralisation des Formaldehyds durch die chemische Reaktion mit dem ungiftigen, gut zu handhabenden Ammoniumcarbonat. Hierbei bildete sich das unschädliche Hexamethylentetramin.

Viele Autoren verwendeten das Formalin nur zur Vorfixierung ihrer Präparate und andere gaben die Exponate in formalingefüllte Gefäße zur Endaufbewahrung. In den meisten haltbar machenden Lösungen war das Formalin eines der vermischten Agentien. An der Berliner Charité nutzte man seit den 1920er Jahren eine Lösung, welche sowohl intraarteriell als auch intramuskulär appliziert wurde. Sie setzte sich aus folgenden Substanzen zusammen:

Aqua destillata	400 ml
Alkohol 96%ig	400 ml
Formalin 40%ig	50 ml
Chloralhydrat	20 ml
Sublimat	1 ml
Eosin	ca. 0,01 ml (Giesel 1983)

Vielerorts wurde nach der *Kaiserling-Methode* konserviert. ROMHANYI (1941) modifizierte das Verfahren und erzielte durch die Zugabe von Pyridin, Nikotin und Natriumdithionit eine Veränderung der Färbung. Die stickstoffhaltigen Amine wirkten bei der Entstehung von

Hämochromogenverbindungen aus Häm reduzierend. Aufgrund der Bildung von eher unnatürlichen Farben, dem scharfen Geruch der Lösung und der Entwicklung von Kopfschmerzen nach längerer Exposition konnte sich diese Aufbereitung nicht durchsetzen (Piechocki 1979).

Lösung nach ROMHANYI (1956):

auf Aqua destillata	1 000 ml
Formalin (40 %)	120 ml
Pyridin	10 ml
Nicotin crudum (5 % in Wasser)	10 ml (Nicht unbedingt notwendig)
Natriumhydrosulfurosum technicum oder purum ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4$ – Na-Dithionit)	20 g

Wichtig hierbei war das Verwahren unter völligem Luftabschluss, da der Luftsauerstoff zum Entfärben der Gewebe führte (Lentsch 1959).

SCHMIDT (1983) veränderte die Mixtur dahingehend, dass er das giftige Nikotin aus der Lösung entfernte. Sowohl die Fixierung als auch die Aufbewahrung fand in nachfolgend aufgelisteter Lösung statt:

Aqua destillata	1 000 ml
konzentriertes Formalin	30 ml
konzentriertes Pyridin	7 ml
Kaliumnitrat	5 g
Natriumhydrosulfit (Dithionit)	20 g (Keßler 1989)

Am Grazer Institut für Anatomie wurde um 1945 mit einer wässrigen Formalin-Karbolsäure-Lösung von je 5 % konserviert. Die Präparate zeigten oft eine unnatürliche Färbung und feste Konsistenz der Gewebe. Diesem Problem schenkte W. THIEL (1992) in seinen Versuchen besondere Beachtung. Er testete Lösungen mit Formalin, Borsäure, Chlorkresol, Ammoniumnitrat, Natriumsulfit und Morpholin. Außerdem untersuchte er die Wirkung von Ersatzsubstanzen wie Natriumdithionid, Nicotin, Ascorbinsäure, Salicylsäure, Glycerin, Ethylenglykol, Kaliumacetat, Kaliumnitrat, Ethyl- oder Isopropylalkohol u. v. m. Ab 1965 kamen Lösungen mit hohen Salzkonzentrationen mit Zusätzen von Borsäure, Phenol und Formalin zum Einsatz. THIEL bemerkte, dass die gleichzeitige Verwendung von Formalin und Phenol zur Bildung von Bakeliten führte. Diese harzigen braunen Beläge führten zum Verderb der Präparate. Ab 1972 setzte er eine Ammoniumnitrat-Chlorkresol-Mischung mit variierendem Kaliumnitratzusatz als Basislösung ein. Einen Erhalt der Farben bewirkten Zusätze von Natriumdithionid, Natriumsulfit, Morpholin, Ascorbinsäure und Kaliumacetat. Eine Alkoholserie mit

hochprozentigen Anteilen von vergälltem Alkohol musste 1986 wegen feuerpolizeilichen Problemen wieder aufgegeben werden. Nur das Ethylenglycol, welches seit Ende 1985 anstatt Glycerin verwendet wurde, konnte beibehalten werden.

Das Austrocknen der Präparate während der Lagerzeit außerhalb der Lösungen reduzierte THIEL durch das Einwickeln in feuchte Tücher, welche mit der Tuchbefeuchtungslösung T 86 getränkt waren.

Heißes Leitungswasser	100 ml
Borsäure	3 ml
Monoethylenglycol	5 ml
Natriumsulfit	5 g
Chlorkresollösung 86/3	1 ml

Als Endergebnis seiner Versuche publizierte THIEL (1992) seine verschiedenen Konservierungslösungen.

Stammlösung L 1989

Heißes Leitungswasser	100*
Borsäure	3
(Mono-)Ethylenglycol	30
Ammoniumnitrat	20
Kaliumnitrat	5

Leicheninfusionslösung

Stammlösung L 1989	14 300 ml
Chlorkresollösung 86/3	500 ml
Natriumsulfit	700 g
Formalin	300 ml

Eingeweidelösung 1989

Stammlösung L 1989	10 000 ml
Chlorkresollösung 86/3	500 ml
Natriumsulfit	500 g
Morpholin	300 ml
Formalin	850 ml
Isopropylalkohol	3 000 ml

Chlorkresol-Lösung 86/3

(Mono-)Ethylenglycol	10
4-Chlor-3-Methylphenol	1

Tonnenlösung 1986

Heißes Leitungswasser	100
Borsäure	3
(Mono-)Ethylenglycol	10
Ammoniumnitrat	10
Kaliumnitrat	5
Chlorkresollösung 86/3	2
Natriumsulfit	7
Formalin	2

Hirn-Rückenmarkslösung

Leitungswasser	40
(Mono-)Ethylenglycol	10
Isopropylalkohol	40
Formalin	10

*THIEL hat hierzu angemerkt „Die Zahlen ohne Angabe von konkreten Maßeinheiten geben bei Flüssigkeiten Volumes- und bei festen Körpern Gewichtsteile an, wobei ein Milliliter einem Gramm entspricht.“ (Thiel 1992) (Hervorgehoben durch Y. O.)

THIELs Kollege ANDERHUBER griff später das Verfahren der Ethylalkoholreihe wieder auf. Anstatt des Ethylalkohols wurde der sechswertige Alkohol Sorbit in konzentrierter flüssiger Form verwendet. Außerdem ersetzte er das Monoethylenglykol durch das ungiftige Monopropylenglykol. Die negativen Auswirkungen auf den Farberhalt konnten durch Zugabe von ca. 3 % Morpholin weitgehend behoben werden (Thiel 1992). Durch das langfristige Einwirken von Monoethylenglykol auf die Rückenmarks- und Hirnsubstanz ging diese meist in einen breiigen Zustand über, daher verzichtete THIEL (2002) ab 1990 auf diese Chemikalie in seiner Hirn-Rückenmarkslösung. Auch seine anderen Lösungen veränderte er angesichts neuer Erkenntnisse.

Leicheninfusionslösung 2001

Stammlösung L 1998	12 000*
Chlorkresol-Lösung 86/3	500
Natriumsulfit	600
Morpholin	450
Formalin	500
Ethylalkohol (vergällt)	2 000

Eingeweidelösung 2001

Stammlösung L 1998	12 000
Chlorkresol-Lösung 86/3	500
Natriumsulfit	600
Morpholin	450
Formalin	1 000
Ethylalkohol (vergällt)	2 000

Tonnenlösung 1998

Heißes Leitungswasser	91
Borsäure	3
Mono-Propylenglykol	10
Ammoniumnitrat	10
Kaliumnitrat	5
Ethylalkohol (vergällt)	9
Formalin	2
Natriumsulfit	7
Chlorkresol-Lösung 86/3	2

Hirn-Rückenmarkslösung 1998

Leitungswasser	40
Ethylalkohol (vergällt)	45
Formalin	15

*THIEL hat hierzu angemerkt „Die Zahlen geben bei Flüssigkeiten Volumen- und bei festen Körpern Gewichtsteile an, wobei ein Milliliter einem Gramm entspricht.“ (Thiel 2002) (Hervorgehoben durch Y. O.)

Da formalinfixierte Präparate wegen ihrer bekannten Starre nur begrenzt für praktische Übungen eingesetzt werden konnten, nutzten auch KERCKAERT et al. (2008) die *Thiel'sche Lösung* zur Konservierung. Die Präparate wiesen fast lebensechte, naturgetreue Eigenschaften auf. Am Leipziger Institut schätzte man die guten organoleptischen Ergebnisse der Lösung und setzte die nachfolgend aufgelisteten Modifikationen zur Konservierung humaner Leichen ein.

Stammlösung L 1989

Heißes Leitungswasser	100 l
Borsäure	3 kg
(Mono-)Ethylenglycol	30 kg
Ammoniumnitrat	20 kg
Kaliumnitrat	5 kg

Infusionslösung

Stammlösung L 1989	14,3 l
Chlorkresollösung 86/3	0,5 l
Natriumsulfit	0,7 kg
35%ige Formaldehydlösung	0,3 l

Chlorkresollösung 86/3

(Mono-)Ethylenglycol	10 l
4-Chlor-3-Methylphenol	1 l

Tonnenlösung

Heißes Leitungswasser	200 l
Borsäure	6 kg
(Mono-)Ethylenglycol	20 l
Ammoniumnitrat	20 kg
Kaliumnitrat	10 kg
Chlorkresollösung 86/3	4 l
Natriumsulfit	14 kg
35%ige Formaldehydlösung	4 l

Die Infusionslösung wurde in das Blutgefäßsystem gepumpt und die Aufbewahrung der Körper erfolgte in der Tonnenlösung (Wacker 2012).

Aufgrund der steigenden Kosten mancher Elemente der oft verwendeten Alkohol-Glycerin-Phenol-Formaldehyd-Lösung forschten WOODBURNE und LAWRENCE (1952) an der Wirksamkeit von Ersatzstoffen. Sie suchten nach Substanzen, welche die Fähigkeit besaßen, Flüssigkeit im Gewebe zu binden und damit die Elastizität und Plastizität des Körpers zu erhalten. Sie stellten Versuche mit Glucarine B und Aquaresin an, welche dem Glycerin in seinem hygroskopischen Charakter ähnelten. Ethanol ersetzten sie durch Isopropanol, welches vergleichbar keimtötend und antiseptisch wirkte. Zusätzlich fungizide Eigenschaften brachte das Benzalkoniumchlorid, eine quartäre Ammoniumverbindung, ein. Es wurde neben reduzierten Mengen von Phenol und Formalin beigemischt. Trotz leichter Braunverfärbung der Muskulatur erlaubte diese Konservierungslösung eine gute Differenzierung von Faszien, Fett, Nerven, Sehnen und anderen Komponenten. CLEMENS (1952/53) injizierte etwa zur gleichen Zeit eine Fixiermischung aus:

Wasser	12 000 ml
Formalin	2 000 ml
gebrauchten Alkohol	4 500 ml
Karion „Merck“	1 000 ml

Um Exponate mit beweglichen Gelenken zu erhalten, verwendete er eine Fixierflüssigkeit aus Phenol und Glycerin. Bei diesen Präparaten mussten die Muskeln nach der Fixierung manuell gedehnt und die Gelenke bewegt werden (Steinmann 1982).

MATTHIAS (1958) experimentierte mit chemisch reinem Natriumchlorid, Glaubersalz, Glycerin und Stickstoffbasen. Mit einem Gemisch aus Wasser, Formalin, Nitrogenbasen und Natriumhydrosulfurosum fixierte er, seiner Aussage nach, farbenfreudiger.

SCHULTZ (1962) vermischte 70%igen Alkohol mit Glycerin, 40%igem Formalin, mit einer Thymollösung, Natriumarsenat und Salicylsäure. Diese Lösung wurde injiziert. Danach bewahrte er die Präparate in einer 1%igen Phenollösung auf. Auf diese Weise vorbehandelte Präparate konnten später monatelang, mit getränkten Tüchern abgedeckt, auf Präpariertischen gelagert werden. Die Tücher befeuchtete man mit einer Phenol-Alkohol-Glycerinlösung (Neumann 1974; Piechocki 1979). Ein Jahr später publizierten RICHINS et al. (1963) ihre Erfahrungen mit einer von ihnen entwickelten Lösung. Diese brachte sowohl eine Kostenverringerung als auch verbesserte Eigenschaften gegenüber der herkömmlich verwendeten Glycerin-Phenol-Formalin-Lösung mit sich. Den unangenehmen Geruch am Präparat verringerten sie durch die Substitution von Natrium-Pentachlorphenol (im Dowicide G) für das Phenol. Das Glycerin ersetzten sie durch Sorbit. Dieses erleichterte das Eindringen der Lösung in das Gewebe und verfärbte dieses weniger. Weitere Bestandteile der Lösung waren neben Methanol und Formcel (55 % Formaldehyd), Tetrakaliumpyrophosphat, Magnesiumchlorid, ein Netzmittel und Wasser. Durch die Kombination von Pyrophosphat und Magnesiumchlorid mit Formalin blieben die Muskeln biegsam und die Gelenke frei beweglich.

PILARSKI et al. (1967) arbeiteten mit einer modifizierten Mischung aus den USA. Die dort verwendete Konservierungslösung nach GETTY bestand aus:

Wasser	25 %.
Isopropylalkohol	60 %
Phenol	6 %
Formalin	4 %
Maissirup oder Glycerin	5 % (Pilarstki et al. 1967)

Unter Berücksichtigung der Kosten und Verfügbarkeit der Substanzen stellten PILARSKI et al. eine Mixtur aus folgenden Komponenten her:

Wasser	25 %
Spiritus	60 %
Phenol	6 %
Formalin	4 %
Kartoffelsirup oder Glycerin	5 %

Diese Lösung injizierten sie den Tierkadavern intervallweise mit Hilfe einer Pumpvorrichtung in die Blutgefäße, welche vorher am narkotisierten Tier durch Aderlass entleert wurden.

STEINMANN (1971) dokumentierte die Zusammensetzung eines Formalin-Alkohol-Glyceringemisches, welches zu seiner Zeit als Aufbewahrungsflüssigkeit verwendet wurde:

destilliertes Wasser	10 ml
40%iges Formalin	10 ml
96%iger Alkohol	10 ml
Glycerin	10 ml

Einer etwas abgewandelten Technik bedienten sich TUTSCH et al. (1971). Sie lagerten ihre Präparate nicht in der Aufbewahrungsflüssigkeit, sondern setzten sie dem Aerosol einer Lösung aus. Als zu versprühende und zu injizierende Flüssigkeit hatte sich hierfür folgende Mischung bewährt:

Wasser	23 %
Formalin	8 %
96%iger Alkohol	56 %
Glycerin	6 %
Phenol	7 %

Ähnlich konservierten auch FRØLICH et al. (1984). Im Zeitraum von 1973 bis 1979 verwendeten sie folgende Substanzen in ihrer Lösung:

Formaldehyd	2 %
Ethanol	11 %
Glycerin	13 %
Phenol	0,25 %
Kaliumnitrat	5 %

In Anlehnung an die Arbeiten von RICHINS et al. (1963) und TUTSCH (1975) wurde an verschiedenen Instituten an der Modifikation der *Laskowski-Mischung* und deren Eigenschaften geforscht. Die Mischung mit den besten Ergebnissen in der Desinfektion, Fixierung und Konservierung wurde alsbald in der Anatomie als „*Basler-Lösung*“ bekannt.

KURZ (1978) beschrieb die Zusammensetzung für 10 Liter gebrauchsfertige *Basler-Lösung* wie folgt:

Aqua destillata	6 500 ml
Chloralhydrat	500 g
Natriumchlorid	400 g
Calciumchlorid wasserfrei	100 g
Formalin konz.	550 ml
Lysoformin	450 ml
Glycerin	2 000 ml

Mit Lysoformin, einem Formaldehyd-Desinfektionsmittel, hatte TUTSCH bereits 1975 gearbeitet. Laut KURZ (1978) war es dem Phenol in seinen Eigenschaften überlegen und erzielte eine echte Desodorierung. Durch den Zusatz von Kalziumchlorid konnte die Fettkonservierung verbessert werden. Auf Alkohol wurde absichtlich verzichtet, da er den Verdunstungsgrad der Lösung steigerte, Fett herauslöste und verflüssigte und die Wirkung von Glycerin verminderte.

Nach einer Studie über die Anwendung fixierender Flüssigkeiten an europäischen Instituten von KUNZ und WILCKE (1991), ließen sich die zu dieser Zeit gebräuchlichen Lösungen, hauptsächlich um 1987, nach ihrer Zusammensetzung und Verwendungshäufigkeit wie folgt einteilen:

1. Wasser, Formaldehyd, Ethanol
2. Wasser, Formaldehyd, Phenol
3. Formaldehyd, Ethanol, Phenol
4. Wasser, Formaldehyd
5. Ethanol

Dies zeigte, dass trotz der bekannten gesundheitsschädigenden Einflüsse Formaldehyd und Phenol weiterhin vielerorts eingesetzt wurden. Vor allem das Formalin war wegen seiner guten konservierenden Eigenschaften aus den Präparationssälen nicht wegzudenken. YEH (1993) arbeitete beispielsweise mit einer Lösung aus 35%igem Formaldehyd und flüchtigem Alkohol. In 10 Liter dieser Flüssigkeit wurde eine körnige Mischung aus 10 g 100%iger Borsäure, 150 g Natriumchlorid und 30 g Phenol gelöst. Auch in BAKKERs Empfehlung war das Formalin vertreten. Er fixierte seine Präparate in 6%iger Formalinlösung und gab sie anschließend in eine Mischung aus:

Aqua destillata	4 500 ml
Formalin	1 000 ml
Glycerin	1 000 ml
Natriumformaldehydsulfoxilat	300 g
Triactanolamium ²¹	250 g
Kristallzucker	7 000 g

Von dieser gut durchmischten Lösung wurden 250 ml auf 1 000 ml Aqua destillata verwendet (Cordes 1995).

Auf der Suche nach Substanzen, welche den Präparaten zu einer besseren Elastizität verhalfen, erprobte TSCHERNEZKY (1984) eine 5%ige wässrige Eisessiglösung als weichmachendes Agens. Die Lösung beseitigte außerdem den reizenden, unangenehmen Geruch von Formalin und formalinhaltigen Fixiermitteln. Alternativ benutzten TOLHURST und HART (1990) Glutaraldehyd als erweichenden Zusatz in ihrer Lösung. Auch KRISHNAMURTHY und POWERS (1995) fanden eine Möglichkeit, die Starre formalinfixierter Präparate zu reduzieren. Sie arbeiteten nach einem ähnlichen Prinzip wie BLANEY und JOHNSON (1989), welche ihre Präparate in einer Mischung aus

Formaldehyd -Lösung	39 - 41 %
Phenol -Lösung	80 %
Methanol	99 %
Teepol Reinigungsmittel und Leitungswasser	

fixierten und anschließend mit einer Weichspülerlösung behandelten. Das „*Concentrated Comfort*“ enthielt Lanolin in Verbindung mit einem quaternären Ammoniumsalz. Außerdem verhalfen sie mit der Weichspülerlösung ausgetrockneten Präparaten zu einer präparierbaren Gewebebeschaffenheit. Gleichartige Veränderungen bemerkten KRISHNAMURTHY und POWERS (1995) bei der Prüfung von Gehirnpräparaten nach dem Einsatz vom Flüssigweichspüler „*StaPuf*“, dessen gewebeweichmachender Bestandteil ein quartäres Ammoniumdiester-tensid war. SANAN et al. (1999) unternahmen ähnliche Experimente. Sie behandelten silikoninjizierte Gehirne mit einer 5%igen „*Downy*“-Weichspülerlösung oder auch mit 5%igem wässrigen Eisessig. Letzterer zerstörte allerdings das farbige Silikon. Daher griffen sie auf Alkohol zurück und erhielten mit 66%iger Ethylalkohollösung ebenfalls weiche, flexible Präparate.

²¹ Hierbei handelte es sich um einen Handelsnamen (die Zusammensetzungen konnten nicht erörtert werden).

Formaldehyd- und/oder phenolreduzierte Konservierungslösungen

Sicherlich kann man keine klare Grenze zwischen den verschiedenen Lösungen ziehen.

Seit Formaldehyd und Phenol als gesundheitsgefährdend eingestuft wurden, waren weltweit Forscher wie z. B. PETERS, SPENCE, BJØRKMAN, CHRISTENSEN, NEUMANN, BRADBURY, HOSHINO u. v. m. bestrebt, die schädlichen Stoffe in den Flüssigkeiten zu reduzieren.

E. PETERS (1965) konservierte mit einer formalinfreien, farberhaltenden Mischung für Muskulatur und Knochen, welche aus

Leitungswasser	1 000 ml
Kalium aceticum	50 g
Kalium nitricum	50 g
künstlichem Karlsbader Salz	50 g
Chloralhydrat	30 g
Borsäure als Konservierungsmittel	30 g
und Salicylsäure	10 g

bestand. Für die Konservierung von Organen der Brust- und Bauchhöhle erhöhte er den Gehalt an Kaliumnitrat und Kaliumacetat auf je 75 g und Chloralhydrat auf 50 g. Die übrigen Bestandteile behielt er bei. Blutreiche Organe injizierte er außerdem mit einer 20%igen Chloralhydratlösung und bei Pankreaspräparaten setzte er zusätzlich 2 % Phenol zu (Keßler 1989). Nach einem anderen Prinzip richtete sich SPENCE (1967). Dieser tauchte formaldehyd- oder phenolfixierte Präparate zum Konzentrationsausgleich in Alkohollösungen im Konzentrationsbereich bis zu 75 % (Frølich et al. 1984; Rumph, Williams 1988). Diese Methode untersuchten BJØRKMAN und CHRISTENSEN (1982) und erreichten bei Tests mit 20 - 50%-igem Ethanol ein Absinken der atmosphärischen Formaldehydkonzentration auf unter 0,5 ppm.

Einen anderen Ansatz verfolgte NEUMANN (1974). Er forschte an der konservierenden Fähigkeit einer Phenyl-Quecksilberverbindung, der *Merfen-Tinktur*. Sein Bestreben betraf hierbei sowohl die Formalinreduktion als auch die Phenolfreiheit. Er fixierte die Objekte in einer Mischung aus:

Formalin	0,64 %
Isopropanol	40 %
Glycerin	3 %
und Merfen-Tinktur	0,50 %.

Die, über mehrere Monate in einer Lösung im Verhältnis 1 : 9 von „*Hydro-Merfen*“ und Wasser aufbewahrten Präparate zeigten kein Pilzwachstum. BRADBURY und HOSHINO (1978) gelang die Reduktion der gesundheitsschädigenden Substanzen, indem sie hauptanteilig Methylalkohol verwendeten. Dadurch verbrauchten sie geringere Mengen an Formalin, Ethylenglycol und Phenol.

Bereits seit 1962 wurde auch im Anatomischen Institut Berlin mit einer phenolfreien Injektionslösung mit reduziertem Formaldehydanteil konserviert. Dazu wurde der Einsatz von Thymol, Glycerin, Chloralhydrat u. a. Substanzen empfohlen. Eine Zusammenfassung von KUNZ und WILCKE (1991) zeigt die Veränderungen der Lösungen über die Jahre am Institut (s. Tab. 2).

Tab.: 2 Modifikationen der Konservierungslösungen der Berliner Institut für Anatomie

Substanz/Jahr	1938 - 1961	1962 - 1966	1974 - 1983	1988/89	ab 1990
Wasser	6 000 ml	4 500 ml	4 500 ml	3 500 ml	3 500 ml
Phenol	300 ml				
Formaldehyd	500 ml	1 500 ml	1 000 ml	350 ml	250 ml
Ethanol		7 000 ml	7 000 ml	5 500 ml	4 500 ml
Glycerin			250 ml	1 000 ml	2 000 ml
Aceton		1 500 ml			
Fesia-cito				1 000 ml	1 000 ml
Thymol, gesätt.				500 ml	500 ml
alkohol. L.			250 ml		
Nelkenöl				10 ml	10 ml
Chloralhydrat				500 g	500 g
Kaliumacetat				200 g	200 g
Kochsalz				400 g	400 g
Sulfosalicylsäure				75 g	75 g
Polyethylenglycol					2 000 ml
Kalziumchlorid					100 g
Kaliumnitrat					500 g
Borsäure					300 g

Weitere Veränderungen an den bereits bestehenden Mischungen wurden von 1967 - 1973 mit einer Reduktion des Formaldehyds auf 1 000 ml, 1984 - 1985 mit der Erhöhung von Thymol und Glycerin auf jeweils 500 ml und 1986 - 1988 durch den Zusatz von 250 g Chloralhydrat vorgenommen. Am Leipziger Institut wiederum wurde seit den 1960er Jahren mit einer Ethanol-Glycerin-Lösung experimentiert. Da glycerinkonservierte Präparate des Öfteren Schimmelbefall aufwiesen, der Einsatz von Phenol jedoch eingeschränkt werden sollte, wurde 1997 das in Ethanol lösliche Thymol zugesetzt.

HAMMER et al. (2011/2012) betrachteten die Ethanol-Glycerin-Fixierung und die Thymol-Konservierung als adäquaten Ersatz zum Formalin- und Phenoleinsatz. Bei Präparaten mit beginnender Autolyse musste allerdings zusätzlich auf das Formalin in niedriger Konzentration zurückgegriffen werden. Für das Verfahren wandten die Autoren eine Kombination aus Injektion und Infiltration an. Um eine bessere Verteilung und Diffusion zu ermöglichen, injizierten sie die Lösung intervallweise. Nach der Injektion der Mischung wurden die Präparate in verdünnte Ethanollösung getaucht. Die Lösung setzte sich aus folgenden Substanzen zusammen:

Pulver des kristallinen Thymols	300,44 g
Ethanol	1 000 ml
Wasser aufgefüllt auf	10 000 ml

Da das Verfahren für gute haptische und optische Gewebequalitäten sorgte und ihm eine geringere gesundheitliche Beeinflussung zugeschrieben wurde, nahm man die hierbei entstandenen Mehrkosten gern in Kauf. WACKER (2012) erwähnte eine ähnliche, am Institut für Anatomie der Universität Leipzig zum Einsatz gebrachte Technik. Auch sie beschrieb ein Kombinationssystem. Zuerst wurden die Präparate von „innen“ über das Gefäßsystem fixiert. Die hierfür verwendete Infusionslösung bestand aus:

35%iger Formaldehydlösung	0,5 l
99%igen mit MEK	
vergälltem Ethanol	70 l
Glycerin	1 l

Die Lösung musste langsam appliziert werden, um eine schrittweise Verteilung im Gewebe und eine gute Fixierung der menschlichen Kadaver zu gewährleisten. Ein zu schnelles Infundieren hätte das Zerplatzen des Gewebes zum Resultat gehabt. Die anschließende Konservierung von „außen“ erfolgte in einem Tauchbecken in einer 60%igen Ethanollösung. Zum

Befeuchten der Körper zwischen den Präparierkursen bedeckte man diese mit flüssigkeitsgetränkten Tüchern. Diese Lösung setzte sich zusammen aus:

Leitungswasser	40 l
99%iger mit MEK vergälltem Ethanol	20 l
35%iger Formaldehydlösung	0,25 l
Thymol	0,3 kg
Descosept AF (Desinfektionslösung)	0,6 l (Wacker 2012)

Nicht nur in Europa wurde an der Herstellung neuer Mischungen gearbeitet. In Sydney beispielsweise konservierte man bis 1995 jahrzehntelang mit einer Lösung, bestehend aus:

Wasser	20 %
Formaldehyd	4 %
Brennspiritus	55 %
Glycerin	10 %
"Fugaten"	5 %
"Lysoformin" ²²	5 %
"Phylatol" ²³	0,5 %
und Pinienöl	0,5 %

Um 1995 forschte man an der Wirkung anderer Zusätze, veränderte die Lösungen und verwendete eine Mischung aus:

Wasser	13 %
Formaldehyd	4 %
Brennspiritus	55 %
Phenol	4 %
Propylenglycol	20 %
Pinienöl	1,8 %
"Phylatol"	2 %
und Natriumlaurylsulfat	0,2 %

Die Kombination aus Pinienöl, Phenol und Phylatol bot hierbei einen Schutz vor Schimmelpilzbefall und der Zusatz von Fugaten und Lysoformin reduzierte nachweislich die Formaldehyddämpfe im Sezierraum. Eine weitere konservierende Mischung, mit welcher in Sydney

²² Fugaten und Lysoformin sind Desinfektionsmittel

²³ di (2-Hydroxyethoxy)-methan

gearbeitet wurde, war eine modifizierte *Kaiserling-Lösung*, welche sich aus

Wasser	81 %
Formaldehyd	16 %
Kaliumnitrat	1 %
und Kaliumacetat	2 %

zusammensetzte. Diese Lösung eignete sich aufgrund des fehlenden Alkohols zur vorbereitenden Konservierung von Präparaten, welche im Nachgang eingefroren werden sollten (Aaimls, Mias 1995). O’SULLIVAN und MITCHELL (1993) bemerkten bei ihren Untersuchungen, dass die Zugabe von 0,075 M Phosphatpuffer zu den herkömmlichen Konservierungslösungen keine Verbesserungen im Prozess der Haltbarmachung zeigte. Ein weiteres Experiment, in welchem sie den Glycerinanteil erhöhten, ermöglichte die Reduktion von Formaldehyd und führte zu einer verbesserten Gewebekonservierung mit einer natürlichen Färbung. Eine formalinfreie Konservierung gelang DUNPHY (1997) mit seiner wässrigen Lösung aus Ethanol, Ethandial, einem langkettigen Polymer und einem aprotisch-polaren Lösungsmittel wie z. B. Dimethylsulfoxid (DMSO). Seine Fixierlösung beinhaltete ein biologisch abbaubares anionisches oder nichtionisches Tensid wie z. B. ein Natrium-Alkylsulfonat-basiertes Detergens, ein proteolytisches Enzym (Protease) sowie einen Chelatbildner wie z. B. EDTA als Dinatriumsalz. Zudem enthielt die Lösung ein antimikrobielles Mittel z. B. ein starkes quaternäres Ammoniumsalz, wie 1-Hexadecylpyridiniumchlorid, DMSO und Ethandial. Das Protease-Enzym wirkte unterstützend beim Entfernen von Fibrinablagerungen und Blutgerinnseln im Gefäßsystem. DMSO sollte die Diffusion von antimikrobiellen Agenzien und dem Dialdehyd Ethandial in die Zellen verbessern. Die Flüssigkeit für die arterielle Instillation beinhaltete Ethanol, ein Feuchthaltemittel z. B. Ethylenglycol, eine vorzugsweise schwache organische Säure z. B. Essigsäure, DMSO, 1-Hexadecylpyridinium-chlorid, EDTA und Ethandial. Die wässrige Lösung zur Körperhöhlenkonservierung war ähnlich zusammengesetzt. Als antimikrobielles Mittel gab DUNPHY hier das sporozide Bisphenol A zu. Die Verwendung einer quaternären Verbindung beschrieben auch BERRY und THOMAS (2012). Ihre Injektionslösung beinhaltete zudem deionisiertes Wasser, Natriumerythorbat (Natriumisoascorbat), Glycerin und Lanolin. Die Zugabe von Lanolin stellte hierbei eine optionale Maßnahme dar.

Eine Möglichkeit der Reduktion von giftigen Formaldehyddämpfen stellten BURKEL et al.

und CAUWENBERGS et al. 1999 auf dem 16th Annual Meeting of the American Association of Clinical Anatomists vor. Die Präparate wurden bei deren Verfahren nach erfolgter traditioneller, formaldehydhaltiger Konservierung mit neutralisierenden Verbindungen behandelt. CAUWENBERGS et al. (1999) vermischten in ihrer Testkonservierungslösung

Dettol (4,2 %)	1 000 ml
mit Phenol (4,2 %)	1 000 ml
Formaldehyd (37 %)	3 000 ml
Alkohol (54 %)	13 000 ml
Propylenglycol (16,6 %)	4 000 ml
Thymol	20 ml

und füllten Wasser bis zu einem Gesamtvolumen von 24 Liter auf. Nach der Konservierung wurde das Präparat mit „Infutrace“²⁴ perfundiert. Die Perfusionstechnik mit 20 % Infutrace reduzierte zwar nachweislich die Formaldehyd- und Phenoldampfkonzentrationen am Seziertisch, allerdings hinterließ die aldehydabbauende, kommerziell erhältliche Verbindung weiße Niederschläge auf den Präparaten und Tischen. BURKEL et al. (1999) berichteten über gute Ergebnisse bei der Verwendung von Monoethanolamin in der Formaldehydneutralisation. Wie GEST und MUELLER (2012) auf dem 29th Annual Meeting of the American Association of Clinical Anatomists aufzeigten, hatte jedoch das Monoethanolamin bis dahin keinen Einzug in den Präpariersälen gehalten.

SAMPAIO (1989) beschrieb den Einsatz einer Lösung eines Pariser Hospitals. „*The liquid of Larssen*“ bestand aus:

Natriumchlorid	500 g
Natriumbicarbonat	900 g
Chloralhydrat	1 000 g
Natriumsulfat	1 100 g
Lösung aus 10%igem Formalin und 1 000 ml dest. Wasser	500 ml (da Silva et al. 2004)

Diese Stammlösung verdünnte SAMPAIO mit destilliertem Wasser im Verhältnis 1 : 5. Der Zusatz von Natriumsulfat und Chloralhydrat unterstützte den Farberhalt sowie das Lösen und Entfernen von Blutgerinnseln aus dem Gefäßsystem. DA SILVA et al. (2004) veränderten die *Larssen-Lösung* indem sie

²⁴ Bei Infutrace handelte es sich um eine Fertigmischung, welche als Sekundärperfusionslösung zur Reduktion von Formaldehyd- und Phenoldämpfen verwendet wurde. Die Zusammensetzung konnte nicht ermittelt werden.

10%iges Formalin	100 ml
Glycerin	400 ml
Chloralhydrat	200 g
Natriumsulfat	200 g
Natriumbicarbonat	200 g
Natriumchlorid	180 g

mit 2 000 ml destilliertem Wasser mischten. Sie verwendeten ebenfalls eine, mit destilliertem Wasser verdünnte Lösung zur Gefäßinjektion. Nach abgeschlossener Injektion wurden die Präparate in Plastiktüten verpackt und bei -16 bis -20 °C gelagert. Die so konservierten Hundekadaver behielten nach 4 Einfrier-Auftau-Zyklen nahezu ihre Ausgangsbeschaffenheit. Durch die Zugabe von Glycerin wurde das Austrocknen verhindert und die Beweglichkeit der Gelenke blieb erhalten. DA SILVA et al. (2007) führten begleitend eine Studie über die organoleptischen Eigenschaften der konservierten Kadaver durch. Zum Vergleich injizierten sie weitere Hundekadaver mit einer *Laskowski-Lösung* bestehend aus:

Glycerin	800 ml
Ethanol	200 ml
Phenol	50 g ²⁵
Borsäure	50 mg

Im Gegensatz zur Konservierung nach LARSEN gab es bei den LASKOWSKI-Präparaten Verluste in der Gewebebeschaffenheit, was sich in Schuppung der Haut und Aufweichen der Gewebe äußerte. Die Autoren dokumentierten außerdem dunkle Verfärbungen der Gewebe und bemerkten einen unangenehmen süßlichen Geruch. Sie beobachteten und beurteilten zusätzlich die Wirkung anderer Lösungen. Der Lösung nach KLOTZ, einer Mischung aus Natriumchlorid, Natriumhydrogencarbonat, Chloralhydrat, Formalin und Wasser, sprachen sie dabei eine gute Bewahrung von Farbe und Geschmeidigkeit der Gewebe zu (da Silva et al. 2004/2007).

Durch KUMAR et al. (2001) wurde im Rahmen eines Spenderprogramms eine weitere Methode an Tierkadavern getestet. Vor der Euthanasie wurde den Tieren intravenös Heparin appliziert, um die Gerinnung nach dem Erliegen der Blutzirkulation zu verringern. Nach dem Tod spülten sie die Gefäße mit Hilfe einer peristaltischen Pumpe mit einer Mischung aus „Permaflo“ und lauwarmem Wasser im Verhältnis 1 : 2. Anschließend wurde die Konservierungsflüssigkeit injiziert. Die Lösung bestand aus

²⁵ Angabe der Autoren

Formaldehyd 37%ig	3 %
Ethanol	32 %
Phenol	13 %
Propylenglycol	42 %
Maquat (Thymol)	1 %

und wurde 1 : 3 mit Wasser verdünnt, was ein effektives Formalin-Niveau von 3,25 % ergab. Ähnlich zusammengesetzte Lösungen wurden durch FRANCO et al. (2008) und HANKIN und STOLLER (2009) verwendet. Die Bestandteile deren Flüssigkeiten waren:

Wasser	35,5 %
Formaldehyd	3 %
Alkohol	25 %
Phenol	12,5 %
Glycol	25 % (Franco et al. 2008)

Formaldehyd	1,125 %
Ethanol	15 %
Phenol	2,7 %
Ethylenglycol	3 %
EDTA	0,25 %
nichtionisches Tensid	0,025 % (Hankin, Stoller 2009)

Wie viele andere Autoren forschten MESSMER et al. (2010) an einer Möglichkeit, Präparate mit möglichst naturnahem Erscheinungsbild für Anatomiekurse zu erhalten. Die frischtoten Körper wurden bis zur Behandlung mit konservierenden Substanzen gekühlt aufbewahrt. Während arteriell eine blutrestlösende Infusion in das Gefäßsystem gepumpt wurde, erfolgte das Absaugen des Blutes über venöse Zugänge. Die Mischung aus Wasser und antikoagulierendem *ESCO-Weichmacher*, im Verhältnis 4 : 1, wurde hierbei mit Hilfe einer Kreislumpumpe in die Arterien infundiert. Nach dieser Gefäßspülung pumpen die Autoren eine Lösung aus *ESCO-EPIC-Conditioner* und Methylalkohol im Verhältnis 1 : 2 in den arteriellen Zugang. Kadavern, deren Gehirn auch konserviert werden sollte, wurde zusätzlich zu den genannten Maßnahmen 10 % Formalin in die Schädelhöhle appliziert. Danach wurden die Körper, bis zum Gebrauch im Präpariersaal, bei -18 °C eingefroren. Als nachteilig hoben UNGER et al. (2010) das Risiko einer Infektion im Umgang mit diesen Präparaten hervor.

GOYRI-O'NEILL et al. (2013) testeten zur Konservierung von menschlichem Leichenmaterial eine Kombination aus den aliphatischen Alkoholen Diethylenglycol und Monoethylen-

glycol. Die Flüssigkeit injizierten sie mit Hilfe eines Perfusors, welcher in ihrer Institution entwickelt und auf die Gefäßwiderstände sensibilisiert wurde. Bei diesem Verfahren fand die Perfusion in einem geschlossenen Kreislauf statt. Der Körper musste nicht zusätzlich in die Lösung getaucht werden, was für den Anwender einen zusätzlichen Schutz vor den Wirkungen der Substanzen bedeutete.

Zucker

Da die konservierende Wirkung des Zuckers schon seit Jahrtausenden bekannt war, war es nur eine Frage der Zeit, bis er in den Räumen der Präparatoren zum Einsatz kam.

Der Versuch von GRAWITZ (1886) ist nach STEINMANN (1972) der älteste Beitrag, der in der Literatur zum Thema Farberhalt zu finden ist. In der Fixierlösung waren sowohl Zucker als auch Kalk, Borsäure und Salpeter enthalten. Diese Substanzen sollten zum Farberhalt der Präparate beitragen. 1913 veröffentlichte der Berliner Chirurg MAGNUS seine zuckerhaltige Mischung. Nach PIECHOCKI (1979) fixierte er in 10%igem Formalin, gab die Präparate anschließend in 50%igen Alkohol und bewahrte die Präparate in gesättigter Rübenzuckerlösung auf. MATOUSCHEK (1915) verwies auf diese Methode allerdings im „Botanischen Centralblatt“. Aus den Ausführungen war nicht ersichtlich, ob die Methode an tierischem Material angewandt wurde. TANDLER (1925/26) experimentierte seit 1911, außer mit herkömmlichen Mitteln, mit konzentrierter Zuckerlösung und Formalinzusatz. Weil seine Vorlesungspräparate in Formalin leicht schimmelten und in Karbol unansehnlich wurden, entwickelte er mit seinen Assistenten VERMES und SINGER diese Methode: zu 10 % Formalin und 95%igem Alkohol mischten sie eine Zucker-Wasser-Lösung. Die Dauerkonservierung brachte eine zweite Zuckerlösung. Die Präparate konnten so über Jahre ohne nennenswerte Veränderungen aufbewahrt werden. Neben der konservierenden Wirkung des Zuckers, diente die entstehende Oberflächentransparenz dem Erhalt der Farben. Manche Strukturen wie z. B. das Trommelfell wurden hierbei komplett durchsichtig (Kurz 1978; Sablik 2010).

Salze

Nach VIRCHOW (1897) stellte GRAWITZ 1887 Versuche an, farberhaltend in Salzlake zu konservieren. Der gewünschte Erfolg war allerdings nur kurz anhaltend. Seine Lösung bestand aus:

Wasser	1 000 ml
Kochsalz	150 g
Zucker	40 g

Die Flüssigkeit wurde durch die Zugabe von 3%iger Borsäure oder Weinsteinsäure angesäuert (Gesellsch. Dt. Naturf. u. Ärzte 1886). Bei der Methode nach HAMDI (1924) wurden die Präparate vorerst in 10%igem Formalin fixiert. Nach gründlicher Wässerung konservierte man sie in einer Mischung aus

Wasser	1 000 ml
Kochsalz	100 g
Natriumsulfat (Glaubersalz)	5 g
und Glycerin	50 ml,

wobei hier das Glycerin zur Vorbeugung vor Schimmelbildung beigemischt wurde. Die endgültige Aufbewahrung erfolgte unter Lichtabschluss in einer 50%igen Kochsalzlösung. Diese Konservierungslösung konnte sich, wie viele andere, im Gegensatz zu den Lösungen nach KAISERLING und JORES, nicht durchsetzen, obwohl sie kostengünstiger und einfacher anzuwenden war (Ginner 2011).

Zur guten farblichen Darstellung von Muskulatur und Sehnen konservierten CLAUSER und KRAUS-RUPPERT (1982) ein präpariertes Kniegelenk in einer Salzlake. Sie arbeiteten hierbei mit einem hohen Anteil an Kochsalz und kleinen Mengen Natriumnitrit, Natriumnitrat, Ascorbinsäure und Kristallzucker. Das Entwässern fand in einer Alkoholreihe, mit in 5er Schritten aufsteigender Konzentration (50 - 100 %), statt. Später wurden die Exponate in Polyester-Gießharz GTZ eingegossen. Zu Natriumsalzen griffen auch MacDONALD und MacGREGOR (1997) und mischten diese in ihre Propylenglycol-Ethanol-Phenollösung. Das hierfür eingesetzte Ethanol war 95%ig und das Phenol 90%ig. Sie verwendeten Natriumnitrat, Natriumborat und Natriumlaurylsulfat, ein Tensid, welches in alle Schichten des Präparates drang. Natriumborat pufferte die Konservierungsmischung und bot Schutz vor Schimmelbildung und bakterieller Zerstörung. Zusätzlich wurde als Schimmelschutz „MOLD X“ benutzt. Ein Jahr später gelang es COLEMAN und KOGAN (1998) mit einer salzigen Lösung den Formaldehydgehalt der damals gebräuchlichen Konservierungslösung um ca. 50 % zu reduzieren. Ihre Einbalsamierungslösung bestand aus:

37 - 40%igem Formaldehyd	500 ml
Phenol	200 ml
Glycerin	500 ml
Isopropylalkohol	4 000 ml
und Natriumchlorid	20 kg

und wurde mit Leitungswasser auf 35 l aufgefüllt. Neben der Reduktion des Formalins wurden durch den hohen Salzanteil, laut ihren Angaben, Austrocknungserscheinungen an den Präparaten minimiert. Auch BLAKE und SIMONELLI (2003) arbeiteten an salzhaltigen, formalinfreien Konservierungsflüssigkeiten. Sie verwendeten verschiedene Kombinationen von Agenzien. Im Wesentlichen bestanden die Flüssigkeiten zu 10 - 40 % aus jeder der nachfolgend aufgezählten Komponenten, wobei jeweils ein Agens aus den genannten Gruppen verwendet wurde.

- Ascorbinsäure, Natrium- und Kalium-Salze und Gemische davon
- Zitronensäure, die Natrium- und Kalium-Salze davon und deren Mischungen
- Natriumcarbonat, Kaliumcarbonat und Gemische davon
- Natrium- und Kaliumsulfid, -bisulfid und -metabisulfid und Mischungen davon

FRIKER et al. (2007) veröffentlichten ebenfalls ihre Erfahrungen über die Konservierungsfähigkeit ihrer Lösungen auf Salzbasis. Lösungen mit handelsüblichem Kochsalz bis zu einer Konzentration von bis zu 20 % erwiesen sich zur längerfristigen Haltbarmachung von Präparaten als unbrauchbar. Erst mit dem Einsatz von Pökelsalz als konservierendes Agens und der Beimengung von einem Hexacyanoferrat und einem Antioxidans konnten sowohl eine gute Fixierung als auch Konservierung verzeichnet werden. Die 20%ige, mit kaltem Leitungswasser hergestellte Lösung zeigte bei der Perfusions- und bei der Immersionstechnik ähnlich gute Ergebnisse in der Haltbarkeit der Präparate. In den Folgejahren testeten JANCZYK et al. (2011a/b) ähnliche Salzlösungen. Bei Experimenten, Antioxidantien den Lösungen beizumischen, stellten sich einige Mängel ein. Insbesondere bei der Ascorbinsäure fielen eine Gelbfärbung der Gewebe sowie Verfärbungen an korrosionsbeständigen Stahloberflächen und auf Böden auf. Daher setzten sie statt Antioxidantien Ethanol ein und gaben zusätzlich Polyethylenglycole wie z. B. „Pluriol“, wegen ihrer weichmachenden Wirkung, zu. Eine ihrer erprobten Lösungen für Kleintierpräparate bestand aus

Pökelsalz	23 %
Ethanol	30 %
und Polyethylenglycol (Pluriol® E 400)	20 %.

Für Großtierkadaver verwendeten sie eine Mischung aus 2 - 3 % Formaldehyd, 20 - 30 % Ethanol und 4,5 - 10 % Pluriol® E 400 auf 100 % Leitungswasser.

Phenoxyethanol

An einer weiteren Möglichkeit, gesundheitsgefährdende Substanzen zu reduzieren, forschten OWEN und STEEDMAN (1956). Sie konservierten das vorfixierte tierische Material in einer 1%igen Phenoxyethanol-Lösung oder in einer Kombination aus dieser und 0,2 % „Nipa“ Ester²⁶. Sie betonten, dass eine Vorfixierung in entsprechenden Lösungen essentiell sei, weil sonst die Gefahr der Gewebszersetzung bestünde. In den darauffolgenden Jahren kam das Phenoxyethanol wiederholt in der Konservierung zum Einsatz. STEINMANN et al. (1975) bewahrten ihre fixierten Objekte beispielsweise in einer Lösung von 1 - 2 % Phenoxyethanol in Wasser auf. Sie beschrieben eine bessere Kontrastierung und Präparierbarkeit der Gewebe. FRØLICH et al. (1984) reduzierten die atmosphärische Formaldehydkonzentration in den Anatomiesälen, indem sie die in 4%iger Formalinlösung fixierten Präparate für mehr als 3 Monate in einer 1%igen Phenoxyethanol-Lösung lagerten. In aufeinanderfolgenden Phenoxyethanolbädern konnten sie einen Großteil an Formalin aus den Präparaten entfernen. Die Lösung war sowohl zur längeren Lagerung mit zwischenzeitlicher Präparatentnahme als auch als Konservierungsflüssigkeit in Dauerglasbehältern geeignet. Außerdem wirkten die Gewebe weicher als bei bisher verwendeten Flüssigkeiten (O'Sullivan et al. 1993). Ähnliche Vorgehensweisen beschrieben WINESKI und ENGLISH (1989). Sie verwendeten ebenfalls das Phenoxyethanol, um formalin- und phenolreduzierte Aufbewahrungslösungen herzustellen. Neun Jahre später publizierten ROSENBERG und FITCH (1998) eine weitere aber andersartige Anwendung von Phenoxyethanol. Durch das Einwickeln formalinfixierter Präparate in phenoxyethanolgetränkte Tücher und das Besprühen mit Infutrace konnte die Luftqualität in den Präpariersälen erheblich verbessert werden. Das Gewebe blieb biegsam und die Präparate schimmelten nur in seltenen Fällen. Nach dem Bekanntwerden der Toxizität von Phenoxyethanol durch einen Bericht von MORTON (1990) wurde dessen Nutzung an einigen Instituten wieder eingestellt (Krishnamurthy, Powers 1995). CAMPBELL et al. (1998) setzten eine neuentwickelte, formaldehydfreie und glutaraldehydreduzierte Formulierung ein. Das Konzentrat enthielt unter anderem ca. 1 - 8 % Glutaraldehyd, 1,4 - 6,0 % Phenoxyethanol, 1,4 - 9 % Feuchthaltemittel und ca. 50 % Alkohol z. B. Ethanol und wurde mit Wasser aufgefüllt und verdünnt. Als Feuchthaltemittel benannten sie mehrwertige Alkohole wie z. B. Glycerin, 1,2-Propandiol oder Hexylenglycol. Zudem erwähnten sie den Einsatz von puffernden Substanzen wie Borsäurepuffer oder Natriumphosphat, um den pH-Wert auf etwa pH 7,8 - 8,5 einzustellen.

²⁶ Ester der p-Hydroxybenzoesäure

Farberhalt/Farbgebung

Einen damals andersartigen Ansatz zur Konservierung und gleichzeitig guter Strukturdifferentzierung an Feuchtpräparaten erarbeitete GYERMEK (1918). Er forschte an einer Möglichkeit, Strukturen bei Nasspräparaten dauerhaft farblich hervorheben zu können. Dieses Problem war einige Jahre vor ihm V. LENHOSSÉK (1887) angegangen, indem er gefärbte Objekte mit einer Celloidinschicht überzog. Zuvor wurden die Präparate in Alkohol, Chlorzink oder *Müller'scher Flüssigkeit*²⁷ gehärtet. Wichtig war hierbei, dass nach jedem Härtegang immer eine Übertragung in Alkohol erfolgen musste. Danach wurden die Oberflächen trockengetupft und mit Celloidin bestrichen. Nach dem Härten der Schicht gab er die Objekte in die alkoholische Aufbewahrungsflüssigkeit. Das Celloidin verhinderte hierbei das Herauslösen der Farben durch die Konservierungslösung. Die Präparate konnten ohne Schaden zu nehmen, ca. 2 Stunden aus dem Alkohol genommen und herumgereicht werden. Allerdings waren diese Präparate nur eine begrenzte Zeit haltbar. Nach Angaben von GYERMEK (1918) arbeitete ESCHER um 1910 an der Farbintensivierung der Präparate. Dieser nutzte dafür Küpenfarbstoffe. Deren alkalische Farbe drang nach dem Auftragen in das Gewebe und wurde durch die Reaktion mit dem Luftsauerstoff unlöslich. Ein Nachfärben war nicht möglich, da die nachträglich aufgetragene Farbe nach kurzer Zeit wieder schwand. GYERMEKs (1918) Prinzip basierte ebenfalls auf einer chemischen Reaktion. Die zu färbenden Objekte wurden nacheinander mit zwei Salzlösungen, welche eine Reaktion eingingen, behandelt. In der Aufbewahrungsflüssigkeit (Alkohol, Formalin, Glycerin) bildete sich ein unlöslicher farbiger Niederschlag auf und in dem Gewebe. Die färbenden Salzlösungen bestanden aus (mit je 20 ml destilliertem Wasser verdünnt):

Liquor ferri sesquichlorati	5 ml
Kalium ferricyanicum	2 g
Plumbum nitricum	5 g
Kalium bichromicum	5 g
Acidum tannicum	3 g
Alaun (Kaliumaluminiumsulfat)	5 g

Außerdem löste er 2 g ammoniakalisches Karmin in 20 ml Salmiakgeist und 0,5 g Gelatine in 20 ml Wasser und setzte 4 g Zinkoxyd (Deckweiß) zu. Karmin ist in Wasser, Alkohol oder

²⁷ Nach MEYERS Lexikon eine „...wässrige Lösung von doppeltchromsaurem Kali und schwefligsaurem Natron...“ (Meyers 2010 - 2014) (Hervorgehoben durch Y. O.). Allerdings war dies eine Rezeptur aus der Mikroskopie. Nach ROMEIS (1968) zusammengesetzt aus 100 ml Aqua destillata, 2,5 g Kaliumdichromat und 1 g Natriumsulfat.

Formalin unlöslich. In Ammoniak löst es sich und geht mit Alaun in einen unlöslichen roten Niederschlag über. Durch unterschiedliche Kombinationen der genannten Substanzen erhielt GYERMEK Chromgelb, Berlinerblau, Sepia, Karmin, Drachenblut, Schwarz, Orange und Chromgrün. Diese Farben ließen sich durch Überstreichen miteinander verändern. Vorher in Aufbewahrungsflüssigkeit gelagerte Objekte färbten sich oberflächlich recht gut. Fetthaltige Gewebe mussten vor der Farbbehandlung mit Ether-Alkohol betupft werden.

Eine ganz andere Form der Feuchtkonservierung beschrieb PRESCHER (1986) mit seiner *farberhaltenden Polyethylenglycol-Methode*. Nach dem Durchfixieren mit 20%iger Formalinlösung gab er die Präparate zur Farbrestitution weniger als 24 Stunden in 96%igen Ethylalkohol. Anschließend tränkte er die Organe bei Unterdruck mit niedermolekularem PEG 400 und lagerte sie in dieser Flüssigkeit.

Farberhalt in Flüssigkeiten nach LORKE (1955) und STEINMANN (1972)

Die Farbe eines Organs wird im Wesentlichen von zwei Faktoren bestimmt, der Organeigenfarbe und dem Blutfarbstoff Hämoglobin.

Natürliche Farben von vornherein zu erhalten, ist recht schwierig, da durch den Tod Prozesse, die bestimmte Farben erhalten, nicht mehr ablaufen. Dazu zählt z. B. das Anreichern des Blutes mit Sauerstoff. Eine möglichst frühzeitige Fixierung nach dem Tode ist daher die Voraussetzung für einen bestmöglichen Farberhalt.

Das farbige Erscheinungsbild beruht auf Lichtabsorption und -reflexion durch Organeigenfarben wie beispielsweise dem Gallenfarbstoff oder Pigmenteinlagerungen. Lichtbrechende Strukturen wie z. B. das Tapetum lucidum und v. a. die Farbwirkung des Blutes in den Organen beeinflussen oder bestimmen außerdem farbliche Variationen. Pigmente sind in der Regel fixierstabil.

Die farbliche Variabilität des Blutes gestaltete sich durch den Gehalt an Sauerstoff. Neben einem stabilen Eiweißanteil ist hier die farbgebende Komponente von Hämoglobin und Myoglobin von Interesse. Diese Komponente ist ein instabiles größeres organisches Molekül mit einem zentralen Anteil, dem Eisen (II)-Ion (Lorke 1955). Bei der Fixierung wird das Ion dreiwertig und stabil, aber die hellrote Farbe schlägt in einen schwarzbraunen Ton um. Durch Reduktionsmittel wie z. B. Alkohol, Natriumdithionit oder Glucose wird das Eisen(III)-Ion umgewandelt, wird rot und wieder instabil und zweiwertig. Es ist von Bedeutung, ob die Flüssigkeit, in der die Farbe wiedergewonnen werden soll, sauer, neutral oder alkalisch reagiert. Sowohl Säuren als auch Laugen fördern das Entstehen des Eisen(III)-Ions, wirken also der Farbbildung entgegen. Außerdem wird im alkalischen Milieu der Farbanteil löslich und

kann in das Konservierungsmittel übertreten und dieses anfärben. Aliphatische oder aromatische Amine wie z. B. Pyridin können das Ion stabilisieren. Durch die Verbindung mit Kohlenmonoxid entwickelt sich ein leuchtendes Kirschrot, welches aber unnatürlich erscheint (Lorke 1955; Steinmann 1972).

Tab.: 3 Die farberhaltende Konservierung von Hämoglobin nach Lorke (1955) und Steinmann (1972)

Vorgang	Mittel	Farbe	Name des Farbträgers	Eisen-Ionen	Zustand
Im lebenden Organismus		hellrot	Oxyhämoglobin	reduziert (II)	instabil
Fixierung	Formalin				
nach der Fixierung		schwarzbraun	Hämatin	oxydiert (III)	instabil
Reduktion	Alkohol Dithionit Glukose usw.				
nach der Reduktion		rot	Häm	(II)	instabil
Stabilisation	Pyridin				
nach der Stabilisation		rot	Hämochromogen	II	stabil
Konservierung	Kalisalze/ Glycerin, neutral, ohne Luftzutritt				

Nach KAISERLING und JORES wurden die Exponate in einem formalinfreien Gemisch aus Kalisalzen und Glycerin aufbewahrt. Die Lagerung sollte unter Sauerstoffausschluss erfolgen, da Hämochromogene mit Sauerstoff oxydieren und sich dabei unerwünschte Farbveränderungen einstellen würden. Bei einem neutralen pH, einem luftdichten Verschluss und dem Abschirmen von Sonnenlicht konnte die Farbe über längere Zeiträume bewahrt werden (Lorke 1955; Steinmann 1972).

Aufhellungsmethode

Die Herstellung eines Aufhellungspräparates stellt an sich keine weitere Konservierungstechnik dar. Da jedoch die anatomischen Strukturen sowohl fixiert als auch zum Schluss im Endmedium konserviert wurden und werden, wird auf einige dieser Methoden in dieser Arbeit kurz eingegangen. Die Praktiken der Aufhellung ermöglichen die Strukturdarstellung tiefer

liegender Gewebsschichten, ohne Weichteile zerstören zu müssen. Der folgende Abschnitt gibt einen Einblick in die Vorgehensweisen einiger Forscher und die Entwicklung der Techniken.

J. L. FISCHER (1760 - 1833) entwickelte eine Methode zur darstellenden Konservierung der Knochen. Er erreichte mit seinem Verfahren, dass das Gewebe zum Teil durchsichtig erschien und die sonst verdeckten Strukturen somit für den Betrachter optisch zugänglich wurden. Seine osteologischen Präparate wurden zudem weich und biegsam „...*ein Umstand, der Unkundige in nicht geringe Verlegenheit setzt...*“ (Fischer 1791; Schultka et al. 2003) (Hervorgehoben durch Y.O.), denn die Knochen konnten sogar geknotet werden. FISCHER (1791) entkalkte die Knochen in einer Lösung, welche aus ca. 7,7 % Salzsäure und 92,3 % Wasser bestand, indem er sie für drei, sechs oder neun Monate in diese legte. Anschließend trocknete er die Objekte und gab sie in ein Gefäß mit Terpentinöl (Schultka et al. 2003). Man benannte seine Entwicklung als „*den Einschluss von Geweben in Flüssigkeit zu einem günstigen Brechungsindex*“ (Herr 1986). Nach Angaben von FALLER (1947/48)²⁸ nutzte CRUVEILHIER um 1860 die Quellung von Bindegewebe durch Säuren und Laugen. Er behandelte die Präparate beispielsweise mit verdünnter Salpetersäure, um die Nerven darstellen zu können. Das Aufquellen des Bindegewebes erreichte WOOLRIDGE 1838 durch den Einsatz von Phenol. Seine Präparate wurden allerdings durch diese Chemikalie schnell zerstört. Ein paar Jahrzehnte später wurde die aufhellende Wirkung der Essigsäure 1889 von RANVIER und 1893 durch KOELLIKER entdeckt. Diese Eigenschaft machten sich 1889 BJELOUSSOW und 1899 JOSSIFOFF zur Darstellung feiner Nervenäste zunutze. Auch WOROBIEW erzielte 1925 mit diesem Verfahren und einer Tropfmethode akzeptable Resultate (Faller 1947/48). Eine andere Methode nutzten SCHULTZE und SCHMIDT zur Aufhellung von Embryonen. Sie hellten 1910 mit einer Kalilauge-Glycerinkombination auf. Diese Technik konnte sich allerdings nur bedingt durchsetzen, wurde aber später bei der Aufhellung von Korrosionspräparaten wieder aufgegriffen (Faller 1947/48; Schroll 1960).

Der deutsche Anatom W. SPALTEHOLZ (1861 - 1940) entkalkte seine Präparate nach vorangegangener Wässerung in einem Gemisch aus 5 % Salpetersäure und 95 % destilliertem Wasser. Die Aufhellung seiner fast zwei Zentimeter dicken Präparate erfolgte in Zedernöl (Herr 1986). Bereits um 1888 arbeitete er mit und an dieser Methode. Einige Jahre später wurden seine Arbeiten auf der 1. Hygieneausstellung 1911 in Dresden präsentiert (Lundvall 1927; Faller 1947/48; Piechocki 1979; Funke 2007). SPALTEHOLZ experimentierte außerdem mit Win-

²⁸ Zu den nachfolgenden Ausführungen war kein Zugriff auf die Originalpublikationen möglich.

tergrünöl²⁹, Benzylbenzoat, Safrol und Isosafrol als Endmedien in der Aufhellungstechnik. In Benzylbenzoat konnten die Präparate jahrelang gelagert werden, wurden aber mit der Zeit spröde. Noch heute kommen Modifikationen seiner Methode zur Präparateaufhellung zur Anwendung.

Durch DRAHNs (1922) Modifikation war es möglich, den Brechungsindex zu variieren. Er bewahrte seine Präparate in Tetralin auf. Durch die Zugabe von Paraffinum liquidum oder Naphthalin konnte der Brechungsindex erniedrigt oder erhöht werden. LJETNIK (1925) verwendete eine Kombination aus Naphthalin und Xylol als Aufbewahrungsflüssigkeit. Hier ließ sich der Brechungsindex durch die Variation des Naphthalinanteils verändern (Piechocki 1979). Nach PETERS´(1961) Angaben konnte man den Brechungsindex von Benzylbenzoat gut einstellen, wenn man ihm Cellosolve³⁰, Terpinöl oder Dimethylphthalat zugab. In einer weiteren Arbeit merkte PETERS (1980) an, dass er Pigmente mit 3 - 30 % Wasserstoffperoxid entfernte oder vorher mit Chlordioxidessigsäure bleichte.

Zum Vermeiden gelber und brauner Verfärbungen setzte REAGAN (1926) das Benzylbenzoat ein. BAUERMEISTER (1959) hingegen vermied das Gelbwerden der Objekte durch Nutzung von Methylbenzoat als Lösungsmittel für das Naphthalin (Piechocki 1979; Knaf 2008).

Mit LUNDVALLs (1927) Aufhellungsverfahren konnten sowohl Knochen- als auch Knorpelpräparate dargestellt werden. Bereits 1904 hellte er Präparate mit einem Gemisch aus Benzol und Schwefelkohlenstoff auf. Später fixierte und entfärbte er seine Objekte in neutralisierter Formalinlösung, einem Formalin-Alkohol-Magnesiumoxid-Gemisch. Seine Aufbewahrungsflüssigkeit bestand aus einem Gemisch aus Naphthalin in Benzol und in Anisöl (Faller 1947/48).

VAGAS und CSANADY (1958) machten ihre anatomischen Präparate in wasserlöslichem Carbamid(Harnstoff)-Formaldehyd-Kunstharz, dem „*Arbocoll H*“ durchsichtig.

Nach SCHROLL (1960) fixierte RADESTOCK mit einer Formalin-Alkohollösung, welcher er eine geringe Menge Natriumhydroxid zugab. Er entkalkte in schwacher Salpetersäure und bleichte die Präparate in einer Kombination aus Wasserstoffperoxid und Ameisensäure. Zum Entwässern mischte er Formalin und Natriumhydroxid in den Alkohol, um das Schrumpfen der Strukturen zu verringern. Er experimentierte mit Stoffen wie Glycerin-Silikat, Harnstoff-

²⁹ Salicylsäuremethylester

³⁰ Ethylenglykomonoethylether

harzen und Gelatine als gelartige Aufhellungsmassen mit Zusätzen von Chloralhydrat, Raffinade, Zn_2SO_4 ³¹, Chinolin und Nitraten.

Um eine Krustenbildung an den Schnittstellen zu vermeiden, favorisierte SCHROLL (1960) die stufenweise Fixierung in steigenden Formalinkonzentrationen von 2 - 10 %. Für stark wasserhaltige Gewebe und die Knochenfärbung verwendete er die Schnellfixierung nach LUNDVALL aus Methanol, Formalin, Alkohol und Oxalsäure und zur Enthaarung Bariumsulfid. Formalinfixierte Knochen mussten vor dem Entkalken ausreichend gewässert und in Natriumchloridlösung eingeweicht werden, ansonsten schrumpften sie bei Säurezusatz während der Entkalkung. Als Aufhellungsmittel hielt SCHROLL Wintergrünöl, Benzylbenzoat und Isosafrol für geeignet. Das Entwässern von Gehirnen erfolgte in 96%igem Alkohol mit einem ca. 5%igen Karbolzusatz. Außerdem wurden diese Organe in Tetralin bzw. Benzylbenzoat oder Wintergrünöl getränkt.

Das Handling von Aufhellungspräparaten verbesserten ROBERTSON und MORAN (1953) sowie WOLFE (1956) und später SILLS und COUZYN (1958). Sie unternahmen Versuche, mit Wintergrünöl oder Glycerin aufgehellte Objekte in Kunstharz einzubetten.

Fixieren und Konservieren in Flüssigkeiten

Problemminimierung

Jede Technik verlangt bestimmte Vorgehensweisen und kann den Anwender vor gewisse Probleme stellen. Da viele Substanzen sowohl Fixier- als auch Konservierungsmittel sein können, beziehen sich die nachfolgenden Ausführungen auf beide Verfahrensgruppen. Die Aufzählungen geben einen Anhalt zur Problemminimierung beim Fixieren und Konservieren in Flüssigkeiten.

Um gute Ergebnisse zu erhalten, sollten die Präparate frischtot und frei von Schmutz oder Blut fixiert werden. Die für die Reinigung verwendeten Flüssigkeiten sollten sauber und klar sein. Mit Blut oder fettigen Substanzen angereichertes Wasser könnte das Präparat beispielsweise farblich verändern oder einen schmierigen Film auf dessen Oberflächen hinterlassen. Wichtig ist, dass die Fixiermittel vollständig in das Präparat eindringen können. Je kleiner das Objekt ist, umso geringer ist die Gefahr, dass Areale unfixiert bleiben und Verfallserscheinungen aufweisen. Für das Exponat unwichtige Strukturen sollten anfangs entfernt werden. Bei voluminösen Präparaten sollten in den Geweben zusätzliche Zugänge für die Fixierflüssigkeit geschaffen werden oder die Lösung per Injektion direkt appliziert werden. Hohlgorgane

³¹ Angabe des Autors. Ob es sich hier um Zinksulfat handeln soll, konnte nicht ermittelt werden.

werden nach der Reinigung in Wasser und vor dem Injizieren der Fixierflüssigkeit gründlich mit dieser gespült.

Das Anreichern des Fixiermittels im Gewebe erfolgt in der Regel durch osmotische Vorgänge. Hierbei findet ein einseitig ausgerichteter Stoffaustausch zwischen Flüssigkeiten durch halbdurchlässige oder durchlässige Membranen statt. Die Diffusionsgeschwindigkeit steigt in der Regel mit der Konzentration der Fixierlösung und bei Temperaturanstieg. Bei höheren Temperaturen muss die Neigung zu einer beschleunigten Autolyse bedacht werden. Die Lösung sollte auf das jeweilige Objekt und deren Eigenschaften abgestimmt werden. Aufgrund des hohen Wassergehaltes vieler Gewebe, sollte die Menge der Fixierlösung ein Mehrfaches (das ca. 5 - 10fache Volumen) des Objektes betragen. Dadurch kann ein maximaler Austausch der Flüssigkeiten erreicht werden. Durch die verdünnende Wirkung von Gewebewasser, das Verdunsten der Lösung und den teilweisen Einbau der Fixierbestandteile bedarf es einer ausreichend hohen Konzentration an fixierenden Substanzen. Wird diese jedoch zu hoch angesetzt, werden die oberflächlichen Strukturen zu schnell ausgehärtet und die Diffusion in die Tiefe wird durch die entstandene Barriere verlangsamt. Es ist zu beachten, dass manche Lösungen auch zu Formveränderungen am Objekt führen können. Wie STEINMANN (1972) dokumentierte, quoll bei Formalin mit Konzentrationen bis 5 % das Gewebe teilweise auf. Bei Alkohol oder Aceton bis 25 % kam es zum Schrumpfen einiger Strukturen oder zu lytischen Vorgängen.

Das Fixiermittel sollte gleichzeitig von allen Seiten einwirken können, deshalb werden die Objekte am besten schwimmend oder hängend fixiert. Schwereren Materialien kann man laut STEINMANN (1972) durch Zugabe von Kochsalz einen besseren Auftrieb in der Lösung verleihen.

Dünne und verformungsgefährdete Objekte werden auf Wachs-, Kork-, Holz- oder Styroporplatten aufgesteckt. Diese Platten werden mit dem Präparat an der Unterseite, in die Flüssigkeit gelegt. Durch das Unterpolstern mit Fließpapier, Watte, Glaswolle oder einer Stoffunterlage kann bei größeren Strukturen die Diffusion an der Auflagefläche und die dortige Verminderung von Gewebeverformung realisiert werden.

Während des Fixiervorganges sollten die Strukturen immer komplett in der Lösung liegen, es hat sich bewährt, herausragende Teile mit getränkten Abdeckmaterialien feucht zu halten. Ein regelmäßiges Umrühren oder Erneuern der Flüssigkeiten ist außerdem angeraten.

Gefrorene Gewebe werden zum Auftauen direkt in die Fixierlösung gegeben (Steinmann 1972; Piechocki 1979; Steinmann 1982).

Vor- und Nachteile (zusammengefasst)

Vorteile

- oft Erhalt lebensnaher organoleptischer Eigenschaften z. B. Konsistenz der Gewebe, Flexibilität der Präparate
- gute Präparierbarkeit der Objekte (vorausgesetzt sie sind nicht in Schaugläser eingeschlossen)

Nachteile

- nach Verschluss in Behältern ist lediglich das Betrachten von außen möglich; keine Palpation oder Manipulation
- Gefahr von Bruch der Aufbewahrungsgefäße durch Temperaturschwankung und mechanische Einflüsse
- Verwitterungserscheinungen der Gefäße
- Verdunsten der Aufbewahrungsflüssigkeit bei schlechtem Gefäßverschluss; Keimbefall, Austrocknen
- verzerrtes Erscheinen der Oberflächen- und Tiefenstrukturen durch unterschiedlich brechende Medien (beim Aufbewahren in Schaugläsern)
- regelmäßige Wartung nötig
- farbentziehende Wirkung einiger Flüssigkeiten
- Gefahr der Fettauswaschung
- Lichtempfindlichkeit; Ausbleichen der Strukturen durch ultraviolettes Licht
- zum Lagern und Verarbeiten sind u. U. speziell ausgestattete Räume notwendig (Steinmann 1972; Kienecker, Uhlmann 1989; Oberer 2001)

Anforderungen an Fixier- und Konservierungsflüssigkeiten

An die Lösungen werden folgende Anforderungen gestellt:

- gutes Diffusionsvermögen bei allen Geweben; hohe Diffusionsgeschwindigkeit, schnelle gleichmäßige Gewebsperfusion
- gute hygroskopische Wirkung (dadurch wird eine rasche Denaturierung der Eiweißkörper erreicht und es tritt ein gleichmäßiges Härten der Gewebe ein); gutes Fällungs- und Vernetzungsvermögen
- verfestigende Wirkung auf das Bindegewebe und Stabilisierung der Fette; Härten der Gewebe ohne die Strukturen zu stark zu verfestigen

- leichte Löslichkeit der Substanzen in wässrigen und alkoholischen Gemischen; kein Herauslösen von organischen Gewebsbestandteilen
- hohe Wirksamkeit gegen Bakterien, Mykobakterien, Viren, Pilze und Pilzsporen; Verhindern der Ausbreitung einer solchen Spezies im Präparat und in der Umgebung
- gute langfristige strukturelle Konservierung mit minimalem Schrumpfen, Quellen oder Verzerren von Geweben
- Bewahren des natürlichen Aussehens, der Farbe, der Konsistenz (Elastizität der Muskulatur), der Beweglichkeit (Gelenke), der Dehnbarkeit des Gewebes (Lunge)
- Minimieren oxidativer Effekte
- keine bis niedrige Verdunstungsneigung; kein Austrocknen der konservierten Strukturen
- keine oder geringe Geruchsbelästigung
- Klarheit, Transparenz und Farblosigkeit der Lösung
- neutrales oder nur schwach alkalisch oder saures Verhalten von Konservierungslösungen
- Temperaturunempfindlichkeit
- unkomplizierte Handhabung, Anwendung und Aufbewahrung
- Verringern umweltchemischer Gefahren
- günstiges Preis-Leistungs-Verhältnis; einfaches und kostengünstiges Beschaffen der Materialien (Owen, Steedman 1956; Steinmann 1972; Kunz, Wilcke 1991; Coleman et al. 1998; Kerckaert et al. 2008; Simons 2010; Goyri-O'Neill et al. 2013).

2.5 Einbetten/Einschließen

Ähnlich wie beim Aufbewahren in Flüssigkeiten wird das Präparat beim *Einbetten* in ein Medium gegeben und unter Luftabschluss vollständig von diesem umgeben. Einschlüsse in flüssige, halbfeste oder feste Medien wie z. B. Natur- und Kunstharze, Gelatine, Agar-Agar ergeben eine dauerhafte Konservierung (Steinmann 1969). „*Die Einbettmasse hat den Zweck, das Objekt wie jedes andere Konservierungsmittel in seinem ursprünglichen Zustand zu erhalten, d. h. das Objekt soll in Farbe und Form dem lebenden Objekt gleichen.*“ (Henkel 1955) (Hervorgehoben durch Y. O.) Für Demonstrationszwecke werden vornehmlich transparente Materialien verwendet (Zwahr, Weck 1986/87).

In der Natur vorkommende Formen sind beispielsweise die Bernstein-Einschlüsse. Hierbei handelt es sich um Funde von verschiedenen Kleinlebewesen, welche in erstarrendem Baumharz eingeschlossen wurden und so Jahrtausende überdauerten (Kleiss 1967; Gerber 2009).

Historischer Überblick

Die Herstellung von Einschlusspräparaten wurde bereits um 1890 beschrieben. Die ersten anatomischen Einbettungen wurden vermutlich für mikroskopische Zwecke vorgenommen. „...man schmolz die aseptisch gemachten Fleischtheile in Paraffin ein.“ (Anonymus 1888) (Hervorgehoben durch Y. O.) RITSERT (1887) entwickelte eine Einschlussmasse für makroskopische Schnitte auf Gelatinebasis. Er weichte 100 g feinste weiße Gelatine in kaltem Aqua destillata ein. Nach dem Aufquellen wurde die Gelatine mit 300 ml Glycerin im Wasserbad aufgewärmt und überschüssige Flüssigkeit verdampft. Die Masse konnte sowohl sofort als auch nach dem Erkalten zu einem späteren Zeitpunkt zum Einbetten benutzt werden.

WOLFF (1933) empfahl die Fixierung und das Härten von Organen in Kaiserling-I-Lösung. Im Anschluss fertigte er Organschnitte an, welche er wässerte und mit Alkohol und Kaiserling-III-Lösung behandelte. Nach dem Abtrocknen tränkte er die Organschnitte in 20%iger Gelatine bei 40 - 45 °C und montierte sie zwischen Glasscheiben (Ruth 1934). CLAUHS (1957) fixierte in Jores-I-Lösung und weichte die Gelatine in Jores-II-Lösung ein. Er gab dieser Stammlösung härtende Zusätze wie Natriumdithionit mit Ammoniak und Formalin zu. Ebenfalls eine gelatineartige Masse diente F. SCHWERIN (1958) bei seinen ausgearbeiteten Einschlussverfahren als Medium. Er beschrieb das Konservieren in „Schwerigal“. Seinen Ausführungen folgten Arbeiten über das Einbetten in Schwerigal von LEVERMANN (1960), ERTELT (1965), S. SCHWERIN (1968), HAHM (1971), NOTERMANS (1973), HOLLMANN (1974) u. a. (Piechocki 1979). LEVERMANN injizierte nach der Fixierung mit 4%iger Formaldehydlösung eine Masse mit folgender Zusammensetzung in Zysten oder Hohlräume:

destilliertes Wasser	100 ml
Schwerigal-Gelatine-Lösung	6 g
Colorostat	0,3 g
Weichmacher	5 g
Härter	3 ml

Seine Einschlussmasse bestand aus:

destilliertem Wasser (kalt)	1 000 ml
Schwerigalpulver	80 g
Colorostat	3 g
Weichmacher	4 g
Härter	34 ml
Ultramarinblau-Lösung	geringe Menge

ERTELT (1965) modifizierte diese Technik. Er nahm eine Vorfixierung in 5%iger Formalinlösung vor und injizierte schon während des Fixiervorgangs die Schwerigal-Masse in einige Gewebe wie z. B. der Leber und des Gehirns. Zur Herstellung der Injektionsmasse löste er in

destilliertem Wasser	1 000 ml
Schwerigalpulver	80 g
Colorostat	2 g
Weichmacher	1,5 ml
Härter	24 ml

Zum Einbetten vermischte er:

destilliertes Wasser	1 000 ml
Schwerigalpulver	50 g
Colorostat	4 g
Weichmacher	3 ml
Härter	30 ml

NOTERMANS (1973) arbeitete mit einer ähnlichen Schwerigalmasse. HOLLMANN (1974) fixierte möglichst frisch entnommene Organe in 5%iger Formalinlösung. Das Integument spannte er hierfür auf paraffingetränkte Korkplatten, um Formveränderungen während der Fixierung zu vermeiden. Um das Zusammenfallen von Hohlorganen oder zystischen Strukturen zu verhindern, füllte er diese mit einer Schwerigallösung. Nach der Fixierung wurde gründlich gewässert und ältere Präparate zur Farbgewinnung in 20 - 30%ige Pyridinlösung gegeben. Die Endaufbewahrung erfolgte in einem Schwerigalgemisch.

Eine Kombination aus Einbettungs- und Flüssigkeitsmethode untersuchte HANCKE (1978). Um die Gelatine vor dem Verderb zu schützen, hatte man schon Versuche mit Thymolzusatz angesetzt. Dabei wurde das Material trüb, bröckelig und verfärbte sich. HANCKE erzielte

haltbare, transparente Präparate, indem er der Blattgelatine das "*Incidin GG*"³² zugab und den Gelkörper mit einem Flüssigkeitsmantel aus Glycerin und Aqua destillata umgab. Ein ähnliches Verfahren beschrieb er 1981 bei der Demonstration von großen Präparaten. Die mit einem Alkohol-Glycerin-Formalin-Gemisch injizierten Objekte besprühte er nach der Präparation mit 5%iger Gelatine mit 1,5% Incidin GG-Zusatz. Anschließend wurden die Gelatineblöcke in die Aufbewahrungslösung gegeben (Hancke 1981). Zum Schutz vor Zerstörung der empfindlichen, feinen Gefäßverästelungen von Korrosionspräparaten nahmen sich SCHMITT et al. (1988) ebenfalls die Gelatinemasse zu Hilfe. Nach der Fertigstellung des Gefäßpräparates hängten sie es zentrisch in ein Schaugefäß und ließen vorsichtig die Schwerigalmasse hineinlaufen. Die gelartige Masse verteilte sich gleichmäßig in dem Gefäß, schloss das Präparat ein und erstarrte langsam.

Der erste Kunststoff, welcher in der Präparationstechnik Verwendung fand, war das 1938 entwickelte hydrophile „*Celodal*“. Einige Arbeiten mit diesem Harnstoff-Formaldehyd-Kondensationsprodukt wurden von HARMS (1956) und von PETERS (1956a/b/1959) präsentiert. Die Präparatoren wiesen darauf hin, dass das Fettgewebe bei dieser Methode nicht schmolz und somit erhalten blieb. Laut SEIFERT (1957) muss diese Technik schon kurz nach der Entwicklung des Celodals angewandt worden sein. Er gab an, 20 Jahre alte Celodalpräparate zu besitzen. W. PETERS (1956a) merkte in seiner Arbeit an, dass das Celodal vor der Anwendung am besten unter Vakuum entlüftet werden sollte. Als Härter verwendete er 3 % einer 10%igen Oxalsäure. PETERS beschrieb außerdem seine Erfahrungen mit Celodal und getesteten Vorfixierungen. Er gab seine gut ausgebluteten Präparate, nach kurzem Trocknen an der Luft, sofort in den viskösen Kunststoff. Objekte, welche vorwiegend Hämoglobin enthielten, verfärbten sich und das Material oft schwärzlich. Dieses Problem löste er, indem er die Präparate in Kaiserling-Lösung konservierte, welcher er z. T. Nitrate zusetzte und sie nachfolgend mit Alkohol behandelte. Der Versuch, vorbereitend nur mit absolutem Alkohol zu konservieren, ergab gleichfalls gute Farbergebnisse. Der Alkohol und die Gewebsflüssigkeiten wurden im nächsten Arbeitsschritt durch das Celodal ausgetauscht. Danach bettete er die Präparate in ein Celodal-Härtergemisch (Piechocki 1979; Steinke, Thomas 2002).

Mit WIECHERS' (1969) entwickeltem „*Colodon*“ hielt eine weitere durchsichtige Masse, deren Grundsubstanz ein hydrophiles Kolloid war, Einzug in das Verfahren. Aufgrund der Eigenschaft, vom Gefäßboden her auszuhärten, war es möglich, mehrere Präparate übereinan-

³² Ob es sich bei dem „*Incidin GG*“ um das noch heute erhältliche Gemisch aus 35%iger Formaldehyd-Lösung, Glyoxal und Tributylzinn(IV)-benzoat handelte, war aus der vorliegenden Literatur nicht ersichtlich.

der in diesem Medium anzuordnen. Zur Herstellung dieser erstarrenden Masse benötigte WIECHERS 1 000 ml 80 °C-warmes, destilliertes Wasser, in welches in beschriebener Reihenfolge:

Kolloid (Gelatine reinst DAB 6)	56 g
Glycerin-Gelatine nach Kaiser ³³	12 g
Glycerin DAB 6	40 ml
Formaldehyd	16 ml
und Polyoxymethylen ³⁴	1 g

gemischt wurden. Zum Entzug der Feuchtigkeit verwendete er Silica- und Kieselgel.

Über die Jahre wurden die Techniken verfeinert und am Einsatz weiterer erstarrender Einbettungsmassen geforscht. Stellvertretend für die Vielzahl an Publikationen werden nachfolgend weitere Autoren, deren Methoden und Arbeitsweisen benannt.

In den USA wurden erstmals Berichte über Verfahren veröffentlicht, welche das Einbetten von wasserfreien Objekten in einem Methacrylat, dem „*Plexiglas*“, ermöglichten. PUCKETT (1940) forschte an einer Möglichkeit, Präparate in bruchfestes, durchsichtiges Material einzubetten. Er entwässerte das Präpariergut in einer Alkoholreihe³⁵ und behandelte es nachträglich in Xylol. Zum Einbetten nutzte er das flüssige Monomer Ethylmethacrylat, welches durch Benzoylperoxid in Reaktion gebracht wurde und über verschiedene Viskositätsstufen im Ofen bei 50 °C aushärtete. Ein ähnliches Verfahren entwickelten STRUMIA und HERSHEY (1944). Sie entwässerten die Präparate mittels Gefriertrocknung und sättigten das Gewebe unter Vakuum mit einem flüssigen Acrylester, einem monomeren Ethylmethacrylat. Anschließend gaben sie das vorbereitete Präparat in ein Reaktionsgemisch aus Ethylmethacrylat und Benzoylperoxid. Letzteres beschleunigte als Katalysator die Reaktion und reduzierte das Bleichen der Gewebe. Nach dem Aushärten der Masse bei ca. 50 °C und mehr erhielten die Autoren transparente Plexiglas-Blöcke (Piechocki 1979). ROMANIAK (1946) optimierte die bereits genannten Verfahren zur seriellen Herstellung von Einschlusspräparaten mit dem ungesättigten Polyesterharz „*Selectron*“. Nach einer Fixierung in Bouin'scher Lösung, Formaldehyd oder anderen üblichen Fixiermitteln wurden die Präparate gründlich in 70%igem Alkohol oder Wasser gewaschen. Der anschließende Wasserentzug fand in einer aufsteigenden Alkoholreihe (70, 83 und 95 und 100 %) statt. Um Spannungen in den Blöcken zu ver-

³³Nach Romeis (1968) wurden hierfür 7 g Gelatine in 42 ml Aqua dest. quellen gelassen und mit 50 g Glycerin und 0,5 Karbolkristallen verrührt.

³⁴Polyoxymethylen ist ein hochmolekularer thermoplastischer Kunststoff.

³⁵Die Konzentrationen gab er in seinem Artikel nicht an.

meiden, überführte er die Objekte vom absoluten Alkohol in wasserfreien Ether. Dieser verdrängt Alkohole und entfernt alle Spuren von Wasser. Als Nächstes wurden die Körper in die katalysatorfreie Kunststoffmasse gegeben und langsam in einem Vakuumexsikkator imprägniert. Im Anschluss gab man, je nach Blockdicke, ein Monomer-Katalysatorgemisch zu. Nach dem Gelieren bei Zimmertemperatur härtete das Reaktionsgemisch im Ofen bei ca. 40 - 120 °C aus. Anwender ähnlicher Verfahren waren u. a. HIBBEN (1937), CARBONE und ZINN (1942), PUCKETT (1940/41) und BASSET (1947). Durch die Modifikation einzelner Verfahrensschritte war es möglich, größere Blöcke und eine große Vielfalt von Wirbeltierexponaten herzustellen. Neben dem Ethylmethacrylat „*Selectron*“ kam hier auch das Methylmethacrylatharz „*Lucite*“ zum Einsatz (Patterson 1947).

ROSENBAUER (1957) arbeitete mit „*Plexigum M 374*“, einem Kunststoff, welcher bei niedrigen Temperaturen aushärtete. Zwei Jahre später nutzte BOSSY (1959) die Klebmasse „*Plexigum 805*“, um anatomische Einschlusspräparate herzustellen. ZIEBOLZ (1973) bettete Knochen in „*Plexit 55*“, einem polymerisierenden Methacrylat, ein (Piechocki 1979).

BRÜNNER (1956) nutzte Monostyrol als Zusatz für Mischungen ungesättigter, hochpolymerer Vinylester. Die flüssigen Polyesterverbindungen polymerisierten durch Zugabe eines Katalysators wie z. B. dem tert-Butylhydroperoxid oder Benzoylperoxid. Das Harz verfestigte sich bei 60 °C zu einem durchsichtigen Block. BRÜNNER unterschied je nach Gusstechnik zwischen Horizontal- und Vertikalguss. SELZLE (1956) gab bis zu 15 % Monostyrol zu und erzielte so eine geringere Viskosität und größere Klarheit der Kunstharzblöcke.

Im Verlauf der Zeit wurden systematische Untersuchungen unternommen, Materialien auf die Eignung zur Konservierung von anatomischen Präparaten zu prüfen. DOGLIONI (1957) veranschaulichte in einem Artikel, dass sich Kunststoffe auf Polyesterbasis besser zum Einbetten von Objekten eigneten, als Acrylderivate (Piechocki 1979). TSCHAKERT (1958a/b), welcher jahrelang mit Polyesterharzen arbeitete, katalysierte die Polyesterharze vornehmlich mit einem Cyclohexanon-Peroxid-Gemisch und arbeitete zusätzlich mit einem Kobalt-(Co)-Beschleuniger. Um auch feinverzweigte Strukturen wie Gefäßausgüsse luftblasenfrei einzubetten, verwendete er zur Verdünnung des Harzes bis zu 10 % Monostyrol. Nach eigenen Erfahrungen wies er auf mögliche Gesundheitsschäden durch den Umgang mit Polyesterharzen, Lösungsmitteln, Monostyrol, Xylol, Toluol, Ethylenchlorid usw. hin. Das Einatmen der Dämpfe oder der Kontakt mit der Haut und Schleimhaut sollte möglichst vermieden werden. Einige Jahre später arbeiteten u. a. RADESTOCK (1960) und PIEPER et al. (1968) mit dem Polyester „*GP Schkopau*“ und einer Härterkombination aus Cyclohexanonperoxid und As-

corbinsäure. Das hiermit erzielte träge Aushärten, lief ohne Wärmeentwicklung und Verfärben des Harzes ab. Es folgten Arbeiten von ZABEL (1966) und von PERTZBORN (1969). ZABEL arbeitete mit modifizierter Jores-II-Lösung, Glycerin und „*Plastogen H*“. Um ein besseres Farbergebnis beim Einbetten in Kunstharz zu erwirken, injizierte PERTZBORN in die Organgefäße Gelatine, fixierte in Jores-I-Lösung und wässerte die Präparate anschließend. Zum Entwässern nutzte er eine aufsteigende Alkoholreihe (75 - 99,9%ig). Danach evakuierte er die Präparate im Glycerinbad und im Anschluss im Spiritus- oder Methylmethacrylatbad. Als Gussmasse verwendete er „*Palatal P4FL*“. KRAMER und KLAUWUN (1970) verwendeten „*Polyleit 41001*“ als Einschlussmasse. ABS et al. (1970/71) experimentierten mit Polyester-Gießharz „*GTS*“. Sie beschrieben die Verwendung der Gussmasse zur Schichteinbettung und beim Einbetten in einem Guss. Bei der Schichteinbettung wurde die Gussform im ersten Arbeitsgang mit einer Grundschicht des Mediums gefüllt. Nachdem diese eine gelartige Konsistenz erreicht hatte, wurde das einzubettende Präparat in der gewünschten Lage auf dem Gel platziert. Anschließend goss man weitere Schichten auf. Bei der anderen Methode wurde die Gussform in einem Arbeitsgang komplett mit der Einschlussmasse wie z. B. Harz gefüllt. Entweder das Präparat befand sich bereits in der Gussform und wurde übergossen oder man gab es in die mediumgefüllte Form. Diese Technik wurde vornehmlich verwendet, wenn das einzubettende Objekt das gleiche spezifische Gewicht wie das Gießharz aufwies. Bei Abweichung des spezifischen Gewichtes wurde das Präparat beispielsweise mit Glasseidenfäden fixiert. Da viele Polyesterharze in der Transparenz mehr oder weniger inhomogen waren, die Methacrylatharze dagegen glasklar und schlierenfrei, riet LAUTENSCHLAGER (1971) zu einer Mischung aus Beiden. Er empfahl das Beimischen von bis zu 20 % monomeren Methylmethacrylat zu dem farblosen Polyesterharz. Das Polymerisat war bei gleichem Härteprozess angehend schlierenfrei. Außerdem wies er auf die peroxidfreie Verarbeitung beim Verwenden des Methacrylatharzes „*Castacron 1211*“ hin. Andere Gießharze, welche durch Luftkontakt unvollständig aushärteten, blieben klebrig, nicht so das Castacron. Dieser Werkstoff verfestigte sich nach wenigen Tagen vollständig (Piechocki 1979).

LAUTENSCHLAGER (1971) verglich verschiedene Einbettungsmaterialien und stellte deren Eigenschaften in einer Tabelle zusammen.

Tab.: 4 Eigenschaften von Einbettungsmedien nach LAUTENSCHLAGER (1971)

Material	ungesättigte Polyesterharze	ungesättigte Polyesterharze	ungesättigte Polyesterharze	Methacrylat-Gießharze	Methacrylat-Gießharze
Handelsware	gelbe Polyester	farblose Polyester	Mischpolymerisat: 80 % Polyester + 20 % MMA	„Plexit“	„Castacron 1211“
Schwund	ca. 7 %	ca. 7 %	ca. 10 %	ca. 14 %	ca. 14 %
Transparenz	inhomogen, trüb, gelb	inhomogen, schlierig, farblos	beinahe schlierenfrei, farblos	absolut klar, farblos	absolut klar, farblos
Alterung	Vergilben bei Lichteinwirkung	Vergilben bei Lichteinwirkung	Vergilben bei Lichteinwirkung	kein Vergilben	kein Vergilben
Aktivierung	Peroxid + Beschleuniger, bei 20 °C oder mit Erwärmung; oder: Lichtaktivator + Ultraviolettbestrahlung	Peroxid + Beschleuniger, bei 20 °C oder mit Erwärmung; oder: Lichtaktivator + Ultraviolettbestrahlung	Peroxid + Beschleuniger, bei 20 °C oder mit Erwärmung; oder: Lichtaktivator + Ultraviolettbestrahlung	Lichtaktivator + Licht, 20 °C	Aktivator ohne Peroxid, ohne Licht, 20 °C
Aushärten der Oberfläche	bei Luftzutritt bleibt die Oberfläche klebrig	bei Luftzutritt bleibt die Oberfläche klebrig	bei Luftzutritt bleibt die Oberfläche klebrig	bei Luftzutritt bleibt die Oberfläche klebrig	bei Luftzutritt wird die Oberfläche hart
Wasserempfindlichkeit	gering	gering	gering	Spuren von Wasser inhibieren oder verursachen Trübung	Spuren von Wasser inhibieren oder verursachen Trübung
Aminempfindlichkeit	gering	gering	gering	Amine inhibieren die Polymerisation	Amine inhibieren die Polymerisation
Konsequenzen für Einbettung	unbrauchbar Einbettung direkt aus Formol, Alkohol, Jores usw. möglich, Abtrocknen der Oberfläche genügt	bedingt brauchbar Einbettung direkt aus Formol, Alkohol, Jores usw. möglich, Abtrocknen der Oberfläche genügt	brauchbar Einbettung direkt aus Formol, Alkohol, Jores usw. möglich, Abtrocknen der Oberfläche genügt	gut Objekte müssen sorgfältig getrocknet und aminfrei gemacht werden	gut Objekte müssen sorgfältig getrocknet und aminfrei gemacht werden

Da das Einbetten von Gehirnscheiben oftmals das Verblässen der Farben, Schlierenbildung an der Oberfläche oder das Schrumpfen der Gewebe mit sich brachte, suchten KNEBEL und HEYM (1974) nach einem besser geeigneten Material. In „*Oldopal*“, einem mit Styrol kombinierten, ungesättigten Polyesterharz fanden sie gute Eigenschaften für das Verfahren. Vor dem Einbetten wurden die formalinfixierten Gehirne in einem Glycerin-Alkoholgemisch mit

aufsteigender Konzentration (50, 60, 70 und 86 %) entwässert und danach 8 - 10 Minuten in Aceton gelegt. Das Oldopal härtete auch in großen Blöcken rissfrei und war im polymerisierten Zustand glasklar. Ein Jahr später veröffentlichte KNEBEL (1975) eine weitere Arbeit über die Verwendung von Oldopal. Nach dem Entwässern in Glycerin-Alkoholgemischen mit steigender Konzentration - jeweils für eine Woche reines Glycerin zu reinem Alkohol 50 : 50, 60 : 40, 70 : 30 usw. bis zu 100 % reinem Glycerin - bettete er die Exponate in das Kunstharz. Das Glycerin fungierte hierbei als Intermedium. SEFELIN et al. (1981) beschrieben eine Methode, Präparate ohne zu entwässern, einzubetten. Das verwendete Harzgemisch setzte sich aus ca. 100 g Harz, 1 g Co-1-Naphthenat als Aktivator und 1 g „FINOX-AL“ als Initiator zusammen.

Die Arbeiten von PERTZBORN einbeziehend tüftelten LATASTER und VAN MAMEREN (1983) an einer Methode, nach SPALTEHOLZ aufgehellte Präparate (Endlösung Methylsalicylat) in Polyesterharz einzubetten. PERTZBORN hatte 1969 beschrieben, wie er mit Styrol behandelte, z. T. eingefärbte Aufhellungspräparate in Polyesterharzblöcke einschloss. Es hatte sich hierbei um foetales Material und transparente Trockenlungen gehandelt. Da das Wintergrünöl eine Bremswirkung der Polyesterharzpolymerisation bewirkte, lagerten LATASTER und VAN MAMEREN die Aufhellungspräparate über 3 Wochen in katalysatorfreiem Harz. Das reaktionslose Harz ermöglichte das Entweichen des Methylsalicylats. Die Einbettung erfolgte in „Polypol PS-23“ zwischen Acrylplatten (Lataster, van Mameren 1983).

Einen neuen bedeutenden Ansatz in Bezug auf Konservierung mit Polymeren entwickelte um 1977 VON HAGENS. Auf dieses Verfahren und dessen Weiterentwicklung wird im Kapitel 2.6.3 eingegangen.

Das Einbetten anatomischer Präparate in sich verfestigenden Medien stellt eine Alternative zur Konservierung in Flüssigkeiten dar. Sowohl die Methoden als auch die Medien haben im Laufe der Zeit einen stetigen Wandel erfahren. Viele Autoren beschrieben das Einschließen in einem Guss, es wurden aber auch Verfahren wie die Schichteinbettung, die Herstellung von Plattenpräparaten oder festen Blöcken dokumentiert. Die halbfesten Medien wie Gelatine wurden durch bruch- und schlagfeste Materialien wie Kunststoffe abgelöst. Man arbeitete sowohl an der Modernisierung der Verfahren als auch an der Reduktion von Mängeln. In einem Artikel von ABS et al. (1971) beispielsweise wurde u. a. auf Maßnahmen zur Problemminimierung eingegangen.

Problemminimierung

Die entstehende Reaktionswärme und das nachfolgende Schrumpfen des Materials führten bei größeren Blöcken zu *Rissen*. Um die Aushärtephase zu verzögern, empfahlen ABS et al. (1971) eine geringere Menge an Härter in das Gemisch zu geben. Außerdem sollte die Umgebungstemperatur in den ersten 24 Stunden bei 10 - 15 °C liegen und später auf 20 - 25 °C gebracht werden.

Oftmals entstanden *Luftblasen* beim Verfüllen des Harzes und verblieben auch in der Masse. Durch das langsame Herablaufenlassen des Harzes an einem Stab konnte die Blasenbildung reduziert werden. Im Objekt verbliebene Luftansammlungen wurden durch Anlegen eines Vakuums entfernt. Die Ausdehnung von verbliebener Luft durch die Reaktionswärme und deren Aufsteigen konnte, durch das Verzögern der Härtephase gemindert werden.

Der sogenannte *Silberreflex* beruhte auf einer Totalreflexion des Lichtes an Trennschichten wie z. B. der Objektoberfläche im Gießharz. Feuchtigkeit und Spuren von Fett förderten dieses Phänomen. Die Präparatoberfläche sollte daher nach ABS et al. (1971) möglichst fettfrei und trocken gehalten werden.

Vor- und Nachteile von Kunststoffen

Vorteile

- andersartige Möglichkeiten der Präsentation und des Handlings von Präparaten
 - Herumreichen trockener Blöcke oder Platten im Unterricht
 - Objekte sind leicht transportabel
 - Betrachtung von mehreren Seiten möglich
 - hohe Bruchsicherheit
 - verbindet Anschaulichkeit mit ästhetischem Reiz
 - kein Zusammenhangsverlust bei Schnitten durch Organe oder Körperregionen
 - weitgehend verzerrungsfreie Darstellung der Strukturen
 - platzsparende Lagerung
- Präparate bleiben in Form und Struktur zeitlich unbegrenzt erhalten
- sowohl Trocken- als auch Feuchtpräparate in härtbare Medien einschließbar
- Kunststoffummantelung schützt das Präparat vor Schäden und Schmutz
- Glasumhüllung ist nicht mehr nötig
- meist preisgünstige Herstellung
- nach dem Aushärten beständig gegen Wasser und viele Chemikalien

- keine weitere Montage nötig
- fast wartungsfrei (Selzle 1956; Pertzborn 1969; Stoll 1972; Knebel, Heym 1974; Piechocki 1979)

Nachteile

- Kostspieligkeit einiger Materialien
- Auflösen und/oder Verschmelzen der Materialien bei Präparaten mit Kunststoffanteilen (Korrosionspräparat)
- Entnahme eingegossener Objekte kaum möglich
- keine Palpation der Präparatstrukturen und -oberflächen möglich
- Hirn verblasst in einigen Medien stark; Unterscheidung zwischen den Substanzen schwierig (Selzle 1956; Pertzborn 1969; Stoll 1972)
- grobmorphologische Veränderungen am Präparat durch nötige Vorbehandlungen (Steinmann 1969).

Anforderungen an Einbettungsmassen

- Farblosigkeit, Transparenz und Klarheit
- Erhalt der natürlichen Farben des Präparates
- schnelles und unkompliziertes Einbetten
- geringer Schrumpfungsgrad
- Werkstoff sollte Präparat nicht angreifen
- leichtes Verarbeiten
- luftblasenfreies Umschließen aller Strukturen
- Stabilität
- niedriger Kostenaufwand
- kein Nährboden für Bakterien und Pilzsporen (Brünner 1956; Pertzborn 1969; Stoll 1972; Ziebolz 1973; Schmitt et al. 1988)

zusätzliche Anforderungen an Einschlussmassen für Feuchtpräparate

- Wasserverträglichkeit; keine Schwierigkeiten bei der Aufnahme jeder Art von Flüssigkeitspräparaten in die Masse
- Aus- und Wiedereinbetten der Objekte ohne Beschädigung oder Veränderung von Form und Farbe
- kein Austrocknen der Präparate in der Masse (Levermann 1960)

2.6 Imprägnierung mit aushärtenden Substanzen

Bei den Verfahren der *Imprägnierung* mit aushärtenden Substanzen werden die Präparate mit Flüssigkeiten, welche während einer Aushärtungsphase in einen festen Aggregatzustand übergehen, durchtränkt.

2.6.1 Paraffinierung

Bei der *Paraffinierung* werden das körpereigene Wasser und die Körperfette über verschiedene Schritte durch Paraffin ausgetauscht. Dabei entsteht ein Trockenpräparat (Winkler 2012).

Als „*Paraffin*“ wird ein Gemisch aus Alkanen (gesättigte Kohlenwasserstoffe) bezeichnet. Paraffin ist wachsartig (daher auch als Mikrowachs bezeichnet), in Reinform weiß durchscheinend, brennbar, geruch- und geschmacklos. Es ist ungiftig, elektrisch isolierend, wasserabstoßend und mit Fetten und Wachsen zusammenschmelzbar. Gegenüber vielen Chemikalien ist es reaktionsträge. Es ist beispielsweise ziemlich beständig gegen Schwefelsäure, Brom und kalte Salpetersäure. Paraffin zeichnet sich durch seine leichte Löslichkeit in Benzin, Ether und Chloroform aus - Eigenschaften, die bei der Konservierung genutzt werden.

Aufgrund der Mischbarkeit der Paraffine unterschiedlicher Schmelzpunkte lässt sich der gewünschte Härtegrad beliebig einstellen. Hartparaffin schmilzt zwischen 50 und 60 °C, Weichparaffin bei etwa 45 °C (Zwahr, Weck 1986/87).

Historischer Überblick

Das Paraffin wurde durch VON REICHENBACH 1830 bei der Untersuchung von Holzteer entdeckt. Bald darauf konnte es auch aus Erdöl destilliert werden (Wikipedia (Zugriff am 04.08.2012)).

Vorreiter für die *Paraffinierungstechnik* war die Imprägnierung mit Glycerin nach GIACOMINI (1840 - 1898) (Hawlik-van de Water 1989). SEMPER (1882) entwickelte 1871/72 eine Methode, bei welcher er die Präparate mit Chromsäure, schwachem und absolutem Alkohol, Terpentin oder geschmolzenem Paraffin durchtränkte. 1879 präsentierte sein Schüler BRAUN in Freiburg weiße Trockenpräparate. Ähnliche Objekte wurden 1880 in München durch HOFRATH v. LIEBIG demonstriert. SEMPER betonte, dass es bei seiner Methode auf das Hervorheben der „*Gestalt eines Organs*“ ankam. Farbgebung und Pigmentierung ließen sich, seinen Angaben nach, wieder weitestgehend herstellen, indem die Präparate in eine Mischung aus Glycerin und Zuckerlösung gegeben wurden.

VOSS (1939) gab in einer Veröffentlichung bekannt, dass FREDERICQ im Jahre 1876, seiner Meinung nach, erstmals verschiedene Präparate in Paraffin tränkte. Der Mediziner beschäftigte sich mit der Konservierung von Organen wie z. B. Gehirn, Leber und Nieren von Hunden und Katzen mit diesem Medium. Als Zwischenmedium benutzte er bei seinen Versuchen Terpentinöl (Physiologische Gesellschaft zu Berlin 1880; Abderhalden 1930). Eine ähnliche Technik wandte SCHWALBE (1886) bei seinen Paraffinierungsversuchen an. Er unterzog Gehirne einer Behandlung in Alkohol oder härtete sie mit Chlorzink (nach GIACOMINI³⁶). Danach tränkte er sie in Terpentin und imprägnierte sie anschließend mit Paraffin. 1886 veröffentlichte er seine Verfahren der Gehirnparaffinierung (Obersteiner 1896; Kleiss 1967; Piechocki 1979; Schultka et al. 2003).

Im Jahre 1913 paraffinierten DEEGENER und BERNDT Körperteile von Tieren, welche sie zuvor in Quecksilberchlorid härteten, in Alkohol entwässerten und mit flüchtigen Kohlenstoffen durchtränkten. Im Anschluss imprägnierten sie die Strukturen mit einem Gemisch aus Paraffin und Colophonium citrinum, einem hellen Harz. Sie sprachen hierbei von einem „*Einguss in einer Flüssigkeit von angepasstem Brechungsindex*“ (Kaestner 1959) (Hervorgehoben durch Y. O.). Einige Jahre später paraffinierte P. ARA (1891 - 1973) menschliche Leichen und lehrte seine Methode an der University of Cordoba (Anonymus 2010). Wie fast jedes Verfahren brachte auch die Paraffinierung Komplikationen mit sich. Bei den meisten Paraffinanwendungen kam es durch das Schrumpfen der Gewebe zu Formveränderungen der Objekte. An diesem Problem wurde um 1925 in Wien gearbeitet. HOCHSTETTER und SCHMIEDEL entwickelten eine schrumpfungsdezimierte Paraffinierungsmethode. Das dabei verwendete Fixiermittel, welches vor dem Entwässern der Präparate angewandt wurde, bestand aus einem Gemisch aus Eisessig, absolutem Alkohol, Chloroform und Formaldehyd (Carnoy'sches Gemisch). Kleine Säuger legten sie in das Gemisch, bei großen wurde die Lösung injiziert (Kaestner 1959). BLAIR et al. (1932) gelang die Reduktion von Verfärbungen der weißen Gehirnssubstanz während der Paraffinierung. Die Organe wurden ursprünglich nacheinander in verschiedene Lösungen wie z. B. in Alkohol in aufsteigender Reihe, in eine Lösung aus absolutem Alkohol und Chloroform zu gleichen Anteilen und in reines Chloroform getaucht. Nach weiteren Tauchgängen in einer 1 : 1-Mischung aus Chloroform und Paraffin und abschließend in geschmolzenem Paraffin erfolgte die Imprägnierung im Paraffin-Ofen. Anschließend wurden die Präparate in kaltes Wasser gegeben, um das Paraffin erstarren zu lassen. Nach einer solchen Behandlung zeigten die Gehirne eine unnatürliche Braunfärbung der weißen Sub-

³⁶ siehe Kapitel 2.2.1 unter Beschichtungs- und Durchtränkungsverfahren

stanz. Um die Ausgangsfarbe der weißen Hirnsubstanz zu erhalten, mischten die Autoren Naphthalen in das Paraffin. Bei einer zu geringen Dosierung des Naphthalens wurde das bräunliche Erscheinungsbild der Gehirnssubstanz nicht beseitigt und durch einen zu hohen Anteil erschien das gesamte Organ künstlich weiß. Die besten Ergebnisse erzielten sie mit einer Mischung aus Naphthalen und Paraffin im Verhältnis 2 : 3.

Nach Angaben PIECHOCKIs (1979) erprobte HIX 1954 das Paraffinierungsverfahren zur Konservierung von Abschnitten des Magen-Darm-Trakts. Nach einer gründlichen Säuberung der Organteile härtete er diese in 5%iger Formalinlösung. Anschließend erfolgte die Injektion von flüssigem Paraffin, welches sich beim Abkühlen verfestigte.

Im Laufe der Entwicklung des Verfahrens erfuhren die Wahl der Zwischenmedien und die Techniken zum Entwässern einen stetigen Wandel. VOSS (1939) nutzte beispielsweise chemisch reines Benzin und HAUG (1955) Benzol als Zwischenstufe. Entwässert wurde mit Alkohol in aufsteigender Konzentration (75, 80, 90, 95 und 100 %) und teilweise mit Kreosot- oder Karbolsäurezusatz. Nach HARTWICH und PIECHOCKI (1951) entzog man den Präparaten mit n-Propanol, auch als „*Optal*“ bezeichnet, die Flüssigkeit. Da sich erwärmtes Optal gut mit Paraffin mischte, konnte hier teilweise auf die damals gebräuchlichen Zwischenmedien wie z. B. Ether oder Xylol verzichtet werden. Bei dieser Entwässerungsmethode waren allerdings wieder höhere Schrumpfungsgrade zu verzeichnen. Durch den Einsatz von Dioxan bei MITTLEMANs (1940) Methode entfielen die Arbeitsschritte der Alkoholstufenentwässerung, was zum Verkürzen der Prozessdauer führte (Kaestner 1959; Piechocki 1979). Das Paraffinieren unter Vakuum erbrachte zusätzlich eine Reduktion der Verarbeitungszeit. STEINICKE (1967/70) beschrieb das Paraffin-Vakuumverfahren nach GELLERT (1959). Hierbei wurden die mit 4%iger Formalinlösung fixierten Objekte nach der Präparation in 10 - 15%iger Wasserstoffsuperoxidlösung gebleicht. Die Lagerung in dieser Lösung über 2 - 4 Tage bewirkte das Aufquellen von muskulären Strukturen, was vorteilhaft für eine gute Imprägnierung war. Nach gründlichem Spülen mit Wasser wurden die Präparate über eine aufsteigende Alkoholreihe (in 10er Schritten) entwässert, wobei die letzte Entwässerungsstufe mit 100%igem Alkohol oder Aceton vorgenommen wurde. Es zeigte sich, dass die Arbeit mit Aceton schneller und kostengünstiger ablief. Die entwässerten Objekte wurden dann in Benzin oder Tetrachlorkohlenstoff überführt. Anschließend gab man sie in 50 °C-warmes Paraffin und imprägnierte unter Vakuum. Manche Gewebe, welche mit Formaldehyd-Karbol fixiert wurden, nahmen nach der Paraffinierung eine bräunliche Färbung an.

Um entwässerungsbedingte Volumenverluste zu reduzieren, setzte RACEK (1974) das, mit Wasser mischbare Polyethylenglycol im Paraffinierungsprozess ein und konnte dadurch auf das Entwässern verzichten. Ein Jahr später beschrieb RENNER (1975) den Einsatz von Naphthalin. Bei seiner Methode nahm er eine Prozessdauer von Tagen bis Wochen in Kauf. Zum Härten der Gewebe nutzte er ein Aceton-Formaliningemisch. Außerdem tränkte er die gehärteten Objekte vor der Paraffinierung in reinem Aceton. Danach folgte ein Durchsaften in einer gesättigten Aceton-Naphthalin-Lösung und erst nach diesem Schritt die Paraffinbehandlung. SCHREIBER (1988) machte sich die Methode der Paraffinierung zur Nachbehandlung von Präparaten beim Verfahren der Gefriertrocknung zunutze. Objekte mit starker Fetteinlagerung oder -anhaftung wurden im Nachgang mit Ether durchtränkt und anschließend paraffiniert. MURAKAMI und YASUDA (2010) fixierten ihre Präparate bei Raumtemperatur in 10%igem Formalin. Sie entwässerten und entfetteten sie in einer Lösung mit aufsteigenden Konzentrationen von Ethanol, Methanol oder Aceton. Anschließend wurden die Objekte in drei verschiedene Methylbenzenlösungen (Toluol) getaucht. Dann erfolgte die Imprägnierung mit geschmolzenem Paraffin bei 70 °C. Nachdem das überschüssige Paraffin von den Präparaten abgelaufen war, ließen sie diese bei Zimmertemperatur härten. Bei Dunkelfärbung entparaffinierten sie die Präparate nacheinander in Toluol, Alkohol und Leitungswasser. Anschließend wurden die Objekte in 30%igem Wasserstoffperoxid gebleicht und ein zweites Mal mit Paraffin imprägniert.

Heutzutage wird die Paraffinierung relativ selten zur Herstellung von Unterrichtspräparaten angewandt, da mittlerweile Methoden existieren, durch welche die Strukturen eindrucksvoller dargestellt werden können.

Beispiel zur Paraffinierung (1951/86)

Dem Durchtränken mit Paraffin gingen eine Fixierung im geeigneten Medium und ein höchstmöglicher Entzug des Gewebewassers voraus. PIECHOCKI (1986) injizierte Formalinalkohol, ein Gemisch aus 75%igem Ethylalkohol und 38 - 40%igem Formalin, und legte die Objekte zum Härten in diese Lösung. Gefäße konnten bei der Paraffinierung durch Injektion gefärbter Gelatine nach SPALTEHOLZ, die sich in den nachfolgenden Arbeitsschritten nicht auflöste, dargestellt werden. Anschließend wurden die Präparate per Gefrieraustausch oder in einer aufsteigenden Alkoholreihe (75, 80, 90, 95, 100 %) entwässert. Der absolute Alkohol wurde mehrmals ausgetauscht, um ein möglichst wasserfreies Präparat zu erhalten. Anschließend legte man die Objekte im Wärmeschränk (nicht über 60 °C, da sonst die Präparate hornig und dunkel erschienen) in eine gesättigte Lösung von Paraffin in z. B. Ether oder Xylol.

Das Dunkelwerden der Präparate konnte nach RACK (1951) verhindert werden, indem man der zweiten Entwässerungsstufe 3 - 5%iges Wasserstoffperoxid zusetzte. Für ein besseres Bleichergebnis wurde zuweilen auch mit einem Paraffin-Stearingemisch gearbeitet. Beim Verdunsten des Ethers oder Xylols im Thermostat stieg die Paraffin-Konzentration bis auf nahezu 100 %. Der sofortige Abzug der flüchtigen Medien sorgte für eine schnellere Paraffinierung. Die Präparate konnten farblich durch Zusatz von Sudanfarbstoffen (schwarz, braun, blau, rot, gelb) verändert werden. Nach dem Durchtränken ließ man überschüssiges Paraffin bei einer Temperaturerhöhung von 2 - 3 °C abtropfen. Vor dem Erkalten wurde das Exponat in die physiologische oder gewünschte Form gebracht. Eine Nachbearbeitung konnte mit geeignetem Präparierbesteck und einem Brenner mit Sparflamme erfolgen (Rack 1951; Piechocki 1986).

Vor- und Nachteile

Vorteile

- reversible Konservierung
- trockene, geruchlose und ungiftige Exponate
- ursprüngliche Formen werden größtenteils beibehalten
- kaum Schrumpfungen oder Spaltbildung an den Geweben
- bei geeigneter Lagerung nahezu wartungsfreie Präparate
- kein Abtropfen von Fett oder Flüssigkeit
- Unempfindlichkeit gegenüber Feuchtigkeit und Trockenheit
- nahezu unbegrenzte Haltbarkeit der Objekte (Steinicke 1970; Behrmann 1974; Kien-ecker, Uhlmann 1989; Murakami, Yasuda 2010)

Nachteile

- z. T. schlechte Präparierbarkeit nach der Paraffinierung
- keine Transparenz; keine deutliche detaillierte Oberflächendarstellung
- meist gründliches Entwässern notwendig
- durch hohen Schmelzpunkt des Paraffins leidet der Farberhalt, Hitzeempfindlichkeit (konzentrierte Hitze über ca. 62 °C, Feuer)
- bräunliches Verfärben mancher Objekte; Nachdunkeln der Präparate beim Erstarren des Paraffins (durch Erwärmen reversibel)
- Schrumpfen der Strukturen möglich (bei nicht exakt durchgeführten Flüssigkeitsentzug ist der Gewebsdefekt noch ausgedehnter)
- teilweise komplizierter Arbeitsprozess

- Grundausrüstung ist kostenintensiv
- erhöhte Bruchgefahr der Objekte
- Sauberhalten der Präparate nur mit erhöhtem Arbeitsaufwand möglich (Behrmann 1974; Racek 1974; Kurz 1978; Kienecker, Uhlmann 1989)

2.6.2 Polyethylenglycol-Imprägnierung

Bei der *PEG-Immersionsmethode* wird dem biologischen Material gemäß den Diffusionsgesetzen das Gewebswasser entzogen und durch Polyethylenglycol ersetzt. Das Präparat wird hierfür über längere Zeit oder im Vakuum in eine PEG-Lösung getaucht und mit dieser durchtränkt (Kienecker, Uhlmann 1989).

Polyethylenglycol ist ein, je nach Kettenlänge flüssiges oder festes, farbloses Polymer. Bei zunehmendem Molekulargewicht wird die Konsistenz härter, der hartwachsartige Charakter des Materials nimmt zu und die hygroskopische Wirkung ab. Die PEGs sind gut wasser-, alkohol- und ketonlöslich und nicht flüchtig (Geymayer, Gütebier 1979; Prescher 1986).

Historischer Überblick

„Seit den Siebzigerjahren konserviert man Tiere und ihre Organe auch durch Imprägnierungsverfahren.“ (Estrella 2009) (Hervorgehoben durch Y. O.) Hierbei bezog sich die Autorin auf die PEG-Imprägnierung und das Plastinationsverfahren. Die *PEG-Imprägnierung* ist vom Prinzip her ein ähnliches Verfahren wie die Paraffinierung. Frisch- oder auch Feuchtpräparate können mit Hilfe der Polyethylenglycole verschiedener Molekülmassen u. a. zu Trockenpräparaten umgewandelt werden. Wer das Polyethylenglycol in die Verfahren zur Haltbarmachung makroskopischer, anatomischer Strukturen eingeführt hat, war aus der zugängigen Literatur nicht ersichtlich. FREMLING und HEMMING (1965) bezogen sich in ihrer Publikation auf SILLS und GOLD, welche 1950 über die Verwendung von PEG zur Konservierung tierischer Organe berichteten. Eine weitere Veröffentlichung zu diesem Thema erfolgte durch SILLS (1952). Er fixierte seine Präparate in einer Formalin-Alkohol-Lösung, welche im Verhältnis 1 : 9 aus 40%igem Formalin und 96%igem Alkohol bestand. Anschließend überführte er die fixierten Objekte in „*Polyethylenglycol 600*“, um sie für die weitere Wachsimprägnierung vorzubereiten. Bei ca. 47 °C wurden die Organe mit dem härteren „*Carbo-*

wachs“ imprägniert und nach dem Trocknen mit terpentinegelösten Firnis und dann mit xylolgelösten „Hypalon“³⁷ behandelt (Hildebrand 1968; Piechocki 1979).

SILLS und COUZYN (1958) berichteten über eine Weiterentwicklung des Verfahrens, in welcher das PEG als Zwischenmedium fungierte. Nach der Fixierung im Alkohol-Formalin-gemisch, wobei sie hier 95%igen Alkohol benutzten, legten sie die Objekte unmittelbar nach dem Abtropfen für ca. 14 Tage bei Zimmertemperatur in ein Carbowachsbad. Danach brachten sie das Polyethylenglycol bei 50 °C zum Ausschmelzen und lösten es später im Xylolbad heraus, um das Eindringen eines Kunstharzes zu erleichtern. Die Präparate wurden durch ihre Methode unnatürlich steif. Flexible Organpräparate erhielt SCHMIDT (1988) indem er seine Organpräparate in 70%iger Ethanollösung fixierte und unter Vakuum mit flüssigem Polyethylenglycol (PEG Typ 400) durchtränkte. Im darauf folgenden Jahr ließen sich KIENECKER und UHLMANN (1989) ihre Polyethylenglycol-Methode durch molekulare Substitution patentieren. Seit den 1980er Jahren tränkte UHLMANN (1991) verschiedene Präparate im Vakuumverfahren und konnte auch nach 10 Jahren behaupten, gute Lehrpräparate hergestellt zu haben. UHLMANN strebte einen Molekül-zu-Molekül-Austausch an, d. h. ein Molekül Wasser sollte gegen ein Molekül PEG substituiert werden. Die längere Dauer beim Durchtränken mit dem PEG störte ihn nicht wesentlich. Anfangs legte er die Objekte in eine schwach konzentrierte PEG-Lösung und stellte einen elektrischen Raumluftentfeuchter in den abgeschlossenen Raum. Die Gefahr eines zu schnellen Wasserentzugs, wie sie manchmal beim Vakuumverfahren gegeben war/ist, bestand durch diese Maßnahme nicht mehr. Nachdem die Gewebe durchtränkt waren, erhöhte er die PEG-Konzentration der jeweils im Nachgang verwendeten Lösungen.

Um die Kosten zu minimieren, suchten KÖNIG et al. (2013) nach einer Alternative zur Platinierung und erarbeiteten neue Ansätze in der Herstellung von Lehrmaterialien. Zur Darstellung von Blutgefäßen und Synovialhöhlen wurden diese mit farbigem Harz, Latex oder dem Methylmethacrylat „Tensolvet“ gefüllt. Außerdem bleichten sie das Gewebe mittels 20%igem Wasserstoffperoxid. Unter der Voraussetzung, dass Formaldehyd ca. 1 cm pro Tag in das Gewebe eindringt, wurde je nach Volumen des Präparates eine Fixierzeit von mehreren Tagen bis Wochen mit 2 - 5 % Formaldehyd eingeplant. Nach der Fixierung wurden die Objekte bei 50 °C unter Vakuum mit PEG 400 imprägniert. Um die Formen einiger Hohlorgane zu bewahren, füllten sie diese vorher mit Polyurethan-Schaum aus.

³⁷ Hypalon ist ein widerstandsfähiges Elastomer, chem. Chlor-Sulfat-Polyethylen (Wikipedia (Zugriff am 22.09.2013)).

Beispiel zur Polyethylenglycol-Imprägnierung (1988/89)

KIENECKER und UHLMANN stellten in den 1980er Jahren eine Methode vor, durch welche sie Trockenpräparate mit erhaltener Flexibilität und Plastizität herstellen konnten. Sowohl frische als auch feuchtkonservierte Objekte ließen sich mit ihrer Technik unter Bewahrung ihrer optischen und teilweise haptischen Eigenschaften konservieren.

Die Präparate legten sie in einen druckfesten Behälter, welcher mit 30 - 40%igem *Polyethylenglycol 400* gefüllt war. Wichtig hierbei war, dass die Objekte vollständig in die dünnflüssige PEG-Lösung eingetaucht wurden. Durch das Anlegen eines Vakuums mit einem Druck von 35 - 40 mbar bei 25 - 27 °C konnte das Gewebewasser, je nach Größe und Struktur der Präparate, über 15 Stunden bis in 3 Tagen vollständig durch das *PEG 400* ersetzt werden. Durch den kontinuierlichen Wasserentzug, welcher auf die maximale Diffusionsgeschwindigkeit des PEGs abgestimmt wurde, und die allmähliche PEG-Konzentrationssteigerung im Intermedium wurde das Schrumpfen der Gewebe stark reduziert. Nach Abschluss der molekularen Substitution legten sie die Imprägnate auf Gitterroste oder saugfähige Unterlagen und ließen das überschüssige Polymer abtropfen. Abschließend versiegelten sie die Oberfläche des Präparates mit einem Polyvinylchlorid-Spray (Kienecker, Uhlmann 1988/89).

Beispiel zur Polyethylenglycol-Imprägnierung (2012)

WACKER (2012) nahm während ihrer Forschungsarbeit die PEG-Imprägnierung vor, um ausgewählte Präparate dauerhaft haltbar und ihre Erkenntnisse für Studenten zugänglich zu machen. Zum Entwässern wurden die kunststoffinjizierten und vorpräparierten Präparate von Gliedmaßen 7 Wochen in 99%igem, mit Methylethylketon vergälltem Ethanol aufbewahrt. Anschließend gab sie die Objekte in verflüssigtes *PEG 3000*. Um Schrumpfungseffekte durch zu hohe Temperaturunterschiede zu vermindern, erwärmte sie die Präparate vor dem Einlegen in das zum Schmelzen gebrachte und somit warme Carbowachs. Die PEG-Imprägnierung erfolgte über 24 Stunden in einem Wärmeschränk in einem Temperaturbereich, in welchem das Wachs flüssig blieb (etwas über 60 °C). Um ein optimales Ergebnis zu erhalten, wurden die Präparate zwischendurch mehrmals gewendet. Dies ermöglichte das Eindringen des Polyethylenglycols von allen Seiten.

Nach dem Durchtränken spülte WACKER das überflüssige PEG mit warmem Wasser ab und tupfte die Präparate mit Tüchern trocken. Danach gab sie die Gliedmaßen kurz in eine Kühlzelle und ließ sie im Anschluss bei Raumtemperatur aushärten.

Vor- und Nachteile

Vorteile

- einfaches, kostengünstiges Verfahren
- kurze Bearbeitungszeit
- keine Gesundheitsgefährdung beim Umgang mit den Präparaten; hohe Hautverträglichkeit, nicht giftig
- aufgrund der Wasserlöslichkeit des PEGs Verzicht auf ein Zwischenmedium möglich
- Anwendung in verschiedenen Molekulargewichten, daher unterschiedliche Konsistenz des PEGs
- Diffusion durch Temperaturänderung beeinflussbar
- unterschiedlicher Einsatz (Feucht- und Trockenkonservierung)
- Feuchtpräparate in Trockenpräparate umwandelbar
- keine sekundären chemischen Veränderungen an den Präparaten
- originaltreue Demonstration des Objektes ist erreichbar wie z. B. Größe, Konsistenz, Plastizität, Flexibilität, insbesondere die Beweglichkeit von Gelenken; Intensivierung der Muskelfarbe möglich
- Stabilisation des Fettgewebes, kein Austritt aus dem Präparat
- Präparierbarkeit bleibt teilweise erhalten (je nach Molekülmasse des PEGs)
- platzsparendes Lagern voluminöser Hohlorgane (durch das Herausdrücken der intraluminalen Luft; zu Demonstrationszwecken können diese Organe wieder mit Druckluft befüllt werden)
- mehrere Objekte in einem Arbeitsgang herstellbar
- frei von Befall mit Schimmel, Bakterien oder Schadinsekten
- wartungsfrei bei trockener, sauberer Lagerung
- nahezu unbegrenzte Haltbarkeit (Prescher 1986; Kienecker, Uhlmann 1989; Uhlmann 1991)
- PEG kann recycelt werden (König et al. 2013)

Nachteile

- Empfindlichkeit vieler Präparate gegenüber Feuchtigkeit (Geymayer, Gütebier 1979)
- Schrumpfen der Strukturen durch das Trocknen ist möglich (dies kann durch Mischverfahren minimiert werden)
- Farberhalt ist nicht immer gegeben
- phenolfixierte Präparate sind für das Verfahren ungeeignet (Uhlmann 1991)

2.6.3 Plastination

Die *Plastination* von biologischen Geweben umfasst vier grundlegende Schritte: die Fixierung, das Entwässern und Entfetten, die forcierte Imprägnierung mit Kunststoff - wobei dies den eigentlichen Plastinationsvorgang darstellt - und das Härten des Polymers. Der Prozess der Plastination basiert hauptsächlich auf Austauschvorgängen. Dem Durchtränken mit Kunststoff ist meist eine Behandlung mit einem Zwischenmedium, einem wasservertäglichen Lösungsmittel, vorgeschaltet. In den Verfahren wird das intrazelluläre Wasser (meist) in einer Vakuumkammer durch härtbare Kunststoffe ersetzt. Zur Plastinatherstellung eignen sich Polymere wie beispielsweise Silikone, Epoxidharze, Polyesterharze u. a. (von Hagens 1979a/b; Kienecker, Uhlmann 1989; Reina-de la Torre 2004; Steinke 2005).

Die Präparate können durch verschiedene Darstellungsarten präsentiert werden wie z. B. in Form von Ganzkörper- oder Gestalt-, Block- und Scheibenplastinaten (von Horst (Zugriff am 09.03.2014); Steinke 2005). Bei der *Scheibenplastination* können die plastinierten Körper oder Organe durch Serien von Scheiben (z. B. durch Quer- oder Längsschnitte) dargestellt und deren inneren Strukturen sichtbar gemacht werden. Die Techniken der Scheibenplastination unterscheiden sich in der Auswahl der verschiedenen Klassen des aushärtenden Polymers. So können beispielsweise die mechanischen oder optischen Eigenschaften des Präparats verändert und betont werden (von Horst (Zugriff am 09.03.2014); Ginner 2011). Auf die Herstellung der Scheibenplastinate wird im Folgetext nicht eingegangen, da die konservierenden Prozesse denen der vorgestellten Plastinationsformen vom Prinzip her ähneln.

Die Plastination ist eine der heutzutage sehr oft angewandten Methoden zur Herstellung trockener, langlebiger und stabiler Präparate. MESSMER et al. (2010) bezeichneten das Verfahren als bahnbrechende Technologie für die Erhaltung anatomischer Präparate mit reaktiven Polymeren.

Historischer Überblick

Das Verfahren der *Plastination* wurde durch VON HAGENS (1977) unter der Bezeichnung „*Polymer-Imprägnierung*“ entwickelt und im gleichen Jahr patentiert. Sein erstes Nierenscheibenplastinat fertigte er mit flüssigem Silikonkautschuk an.

Anknüpfend an ROMANIAKs (1946) Arbeit, welcher biologische Materialien in Harze einbettete, forschte er an einer Methode, Präparate anders zu konservieren. Anstatt die Objekte in einen Kunststoffblock zu verbringen, stabilisierte er sie von innen her. Das Ziel war, die Gewebeflüssigkeiten gegen ein Polymer auszutauschen. Dies gelang ihm, indem er die Diffe-

renz der Dampfdrücke der eingesetzten Medien ausnutzte. So konnte er ein flüchtiges Intermedium wie z. B. das Methylenchlorid mittels Vakuum durch Silikonkautschuk ersetzen.

Den anfänglichen Versuchen mit flüssigem Silikonkautschuk zu imprägnieren, folgten Arbeiten von VON HAGENS und KNEBEL (1978/79a/b) mit der Verwendung von Acrylharzen, Polyesterharzen, Epoxidharzen und Polyurethanen. 1979 publizierten sie den Einsatz eines, nach ihren Angaben, widerstandsfähigeren Materials, hierbei handelte es sich um das Duomer „Biodur PEM“. Da dieser Kunststoff frei von flüchtigen Bestandteilen war, konnte das verdunstungsbedingte Schrumpfen der Strukturen, welches sonst beim Härten auftrat, reduziert werden.

Durch den Einsatz unterschiedlicher Kunststoffe und Intermedien wie z. B. Methylenchlorid oder Xylol und der Variation von Druckverhältnissen während der Evakuierung konnte VON HAGENS optisch und haptisch differente Ergebnisse erzielen. Er unterschied dabei in *vollständige* und *unvollständige* Plastination (Steinke 2005). Bei der unvollständigen Plastination blieb ein gewisser Grad an Flexibilität und ursprünglicher Konsistenz der Strukturen bestehen. BICKLEY et al. (1987) merkten in ihrer Arbeit an, dass diese Variation geeignet wäre, dünnwandige, flexible Objekte wie beispielsweise Lunge und Darm zu konservieren. Das Problem des zu raschen und intensiven Trocknens der Oberflächen während des Härteprozesses löste VON HAGENS 1981 mit dem Einsatz eines speziellen härtenden Gases (Weiglein, Henry 1993). Das übliche Eintauchen der S10/S3-imprägnierten Objekte in ein Härterbad zog eine schnelle Reaktion an der Oberfläche mit sich und verhinderte dessen weiteres Eindringen in die tieferen Schichten. Zum Teil platzten die trockenen Grenzflächen während des Härten oder im Nachhinein ab. Bei der neuen Methode drang der gasförmige Härter wie z. B. „Biodur S3“ oder „S6“ kontinuierlich bis ins Innerste der Präparate ein. Sowohl bei der langsamen als auch bei der schnellen Härtmethode wurden die Härtmittel Biodur S3 und S6 benutzt (Weiglein, Henry 1993).

Aufbauend auf VON HAGENS Arbeiten wurde das Verfahren an verschiedenen Institutionen eingeführt und an dessen Weiterentwicklung gearbeitet. KLEMSTEIN (1981a) beispielsweise wässerte die Präparate in fließendem Brunnenwasser. Das Entwässern fand in einer, in 5er Schritten aufsteigenden Alkoholreihe (50 - 100 %) statt. Als Intermedium setzte er Methylenchlorid und zur Imprägnierung unterschiedliche Biodur-Kunstharzprodukte ein. Überschüssigen Kunststoff wusch er in einem Xylolbad von den Oberflächen der Exponate.

In Italien musste aufgrund religiöser Gründe und Mangel an Organspendern Anstrengungen unternommen werden, die Anzahl der zur medizinischen Ausbildung verwendeten Leichen zu minimieren. CANNAS und FUDA (1991) plastinierten daher über 10 Jahre alte formalinbehandelte oder alkoholfixierte Präparate nach der S10-Standardmethode.

Einen Beitrag zum Einsparen von Kosten und Material leisteten GRONDIN und BÉRUBÉ (1992) mit dem Recycling von Aceton. Eine ähnliche Vorgehensweise wurde 20 Jahre später durch SUGANTHY et al. (2012) beschrieben, welche recyceltes Aceton beim ersten Durchtränken mit Aceton (85 %) verwendeten.

Im Gegensatz zu Muskeln oder vergleichbaren Strukturen besteht das Gehirn aus wenig Protein, dafür aus einem hohen Anteil an Fett. Daher wurden/werden an die zur Imprägnierung verwendeten Materialien andere Anforderungen gestellt. Spezifische Techniken der Plastination von Gehirnen wurden um 1990 und später entwickelt. VON HAGENS stellte auf der 5th Conference of Plastination die P35-Technik zur Konservierung von Gehirnpräparaten vor (von Hagens 1990; Weiglein 1993). Die Gehirne wurden vorbereitend in eine Einbalsamierungsflüssigkeit³⁸ gelegt. Der Brechungsindex des P35-Harzes ermöglichte eine Differenzierung zwischen grauer und weißer Substanz des Gehirns. Ungefähr 10 Jahre später wurde neben dem P35- das P40-Polyesterharz in die Technik eingeführt und eine Verkürzung der Herstellungsdauer von Gehirnpräparaten erzielt (Pashaei 2010).

O'SULLIVAN und MITCHELL (1995) legten ihre Präparate vorbereitend in eine Kochsalzlösung, danach in industriell methylierten Alkohol in einer aufsteigenden Konzentrationsreihe³⁹ und anschließend in 100%iges Aceton. Plastiniert wurde mit Biodur S10 und gehärtet mit dem S3-Härter. Ein neuer Ansatz von OCELLO (1995) umfasste das Gefrieren der Präparate mit Wasser, das Entfernen des Wassers in einem Gefriertrocknungsprozess unter Vakuum, das Entfetten und die Imprägnierung mit einem sich verfestigenden Silicon-Polymer⁴⁰. Vor dem Gefrieren tränkte OCELLO das Gewebe in einer Kaliumchlorid- oder Natriumchloridlösung. Das gefriergetrocknete Gewebe wurde in seinem Verfahren in 1,1,1-Trichlorethan gegeben, um dieses im Gewebe anzureichern und Lipide herauszulösen. Er verwendete 1,1,1-Trichlorethan, weil es das Harz verdünnte und die Viskosität veränderte. Im nachfolgenden

³⁸ Diese bestand aus 500 ml 96%igem Ethanol, 1 000 ml 40%igem Formalin, 25 ml 80%igem flüssigen Phenol, 300 g Natriumchlorid, 300 g Chloralhydrat und 300 ml Glycerin in 10 Liter Wasser.

³⁹ in der Publikation ohne genaue Angaben

⁴⁰ hierzu fehlten nähere Angaben

Prozess, der Imprägnierung, wurde das Lösungsmittel durch Polydimethylsiloxan⁴¹ unter Vakuum ersetzt.

Neben dem Abwandeln der Verfahrensschritte wurde auch nach weiteren, für die Plastination einsetzbaren Kunststoffen gesucht. BAKER (1999) arbeitete mit „*Corcoran*“-Polymeren. Er fixierte die Organe in einer Mischung aus 6 % Formalin, 4 % Phenol, weniger als 2 % Glycerin und Wasser. Nach dem, z. T. achtmonatigen Lagern in 2,5%igem Formalin entwässerte er die Präparate in 100%igem Aceton. Die danach mit „*COR-TECH PR-10*“-Silikon und „*COR-TECH CR-22*“-Vernetzer bei Raumtemperatur plastinierten und mit Hilfe eines aufgesprühten Katalysators gehärteten Organe wiesen nur minimale Verformungen durch Schrumpfen auf.

COOK und DAWSON (1996) unternahmen Anstrengungen mit Silikonen bei Raumtemperatur zu imprägnieren, jedoch mussten sie erhöhte Kosten in Kauf nehmen, weil das Silikon zu schnell polymerisierte, nur teilweise in die Gewebe eindrang und verworfen werden musste. Um solch unnötige Kosten und Verschleiß zu minimieren, arbeiteten in China ZHENG et al. (1998/2000) mit dem neu entwickelten „*Su-Yi*“-Silikon. Dieser Werkstoff wies eine geringere Viskosität als herkömmliche Silikone auf. Dadurch konnte die Imprägnierung auch bei Raumtemperatur durchgeführt werden und musste nur intermittierend unter Vakuum stattfinden. Dies reduzierte die Investitionskosten und erhöhte die Sicherheit durch eine Minderung der potenziellen Explosionsgefahr durch Acetondampf in einer strombetriebenen Tiefkühlvorrichtung.

Farberhalt

Der Farberhalt oder das Färben von Strukturen haben in der Konservierung von organischem Material und in der darstellenden Anatomie seine Nützlichkeit für das Verstehen dreidimensionaler Komplexe gezeigt. Leider wurden die angewandten Farben in den Prozessen der Plastination beispielsweise durch das Einwirken von Aceton oder Methylenchlorid wieder entfernt oder verändert. STEINKE und SPANEL-BOROWSKI (2006) modifizierten ein Verfahren aus dem Jahre 1918, welches GYERMEK für Feuchtpräparate⁴² entwickelt hatte. Die Objektoberfläche musste hierfür sauber und fettfrei sein. Nach dem Auftragen und Eindringen der Lösungen und der Entwicklung der farbigen Niederschläge wurden die Präparate einen Tag in Wasser gespült. Danach wurden sie schockgefroren und zur Gefriersubstitution in ein -25 °C kaltes Acetonbad gegeben. Die Farben blieben hierbei erhalten und hielten sich auch in den nachfolgenden Plastinationsprozessen der S10-Technik im Gewebe.

⁴¹ Polymer auf Siliziumbasis

⁴² siehe Kapitel 2.4

In den Tabellen 5 und 6 sind die verwendeten Substanzen und Lösungen und die resultierenden chemischen Farbreaktionen aufgelistet.

Tab.: 5 Farbreaktanten nach STEINKE und SPANEL-BOROWSKI (2006)

Reaktanten	Nr.	Chemische Lösung (Merck)
$\text{Fe}_2\text{CL}_6, 12\text{H}_2\text{O}$	I	Eisen(III)chlorid 3 ml + 15 ml H_2O
$\text{K}_3[\text{Fe}(\text{CN})_6]$	II	Kaliumhexacyanoferrat 1.5 g + 40 ml H_2O
$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2$	III	Bleinitrat 4 g + 20 ml H_2O
$\text{Cr}_2\text{K}_2\text{O}_7$	IV	Kaliumdichromat 4 g + 20 ml H_2O (heiß)
Acidum tanicum	V	Gerbsäure 3 g + 20 ml H_2O (luftdicht)
$\text{C}_{17}\text{H}_{18}\text{O}_{10}$	VI	Ammoniakalisches Karmin 2 g + 20 ml NH_3
$\text{KAl}[\text{SO}_4]_2, 12\text{H}_2\text{O}$	VII	Kaliumalaun 5 g + 20 ml H_2O (heiß)
ZnO	VIII	0.5 g Gelatine + 20 ml H_2O (warm) + 5 g Zinkoxid + 1 g (Thymol zur Konservierung)
$\text{C}_{10}\text{H}_{14}\text{O}$		

Tab.: 6 Farbreaktionen nach STEINKE und SPANEL-BOROWSKI (2006)

Farbe	Kombination der Lösungen	Farbe	Kombination der Lösungen
Chromgelb	III + IV	Orange	III + IV + VI + VII
Berlinblau	II + I	Chromgrün	III + IV + II + I
Sepiabraun	IV + V	Karmin	VI + VII
Drachenblut	VI + V + IV + VII	Violett	II + I + VI + VII + VIII
Schwarz	I + V		

RAOOF et al. (2007a/b) plastinierten auf ähnliche Weise wie BAKER. Sie entwässerten z. B. das Rückenmark eines Foeten mit einer Acetonreihe bei Raumtemperatur. Nach Abschluss der Dehydratisierung tauchten sie das Objekt in *COR-TECH PR10*-Silikon-Polymer mit 7 % *CR22*-Vernetzer. Andere Präparate plastinierten sie mit einem Gemisch aus *Dow PR10* oder *PR14*-Polymer und *CR20*- oder *CR22*-Härter. Der grundlegende Unterschied zu den herkömmlichen Methoden war die Reihenfolge, in welcher die Substanzen zusammengeführt wurden. Mit dem stabilen Silikonpolymer-Vernetzer-Gemisch konnte der Stoffaustausch im Vakuum bei Raumtemperatur stattfinden. Solange das Gemisch keinen Kontakt zum Katalysator hatte, blieben die chemische Reaktion und das Verfestigen aus. Das imprägnierte Präparat wurde erst im Anschluss an die Imprägnierung mit einem Katalysator benetzt, danach in Plastikfolie gewickelt und bei Raumtemperatur gehärtet. Im gleichen Jahr untersuchte

HENRY (2007a) in den USA ein, der „*Biodur S10-Cold Temperature Technique*“ ähnelndes Verfahren. Er verwendete „*North Carolina*“-Polymer-Reaktionsgemische, wobei das Imprägniergemisch eine niedrigere Viskosität aufwies als die Biodur-Produkte. Daher verkürzte sich die Dauer des Stoffaustausches. Unter Verwendung von Katalysatoren, Kettenverlängerern und Vernetzern gelang, nach seinen Angaben, die Herstellung von qualitativ hochwertigen Präparaten. HENRY (2007b) kombinierte in anderen Versuchen North Carolina-Produkte ähnlich den Dow/Corcoran-Versuchen und erhielt auch hier in der „*Room-temperature Technique*“ akzeptable, haltbare Präparate. Wichtig hierbei war, dass das Silikon-Vernetzer-Gemisch während der Imprägnierung auch bei Zimmertemperatur reaktionslos und viskös blieb. Der Katalysator kam bei diesem Verfahren auch erst nach der Imprägnierung zum Einsatz und setzte die Polymerisierung in Gang. Zeitgleich veröffentlichten DeJONG und HENRY (2007) ihre Ergebnisse. Sie beschrieben neben der Kältesubstitution von S10 und S15 und deren Reaktionspartnern, eine Reaktion von einem Silikon-Katalysator-Gemisch bei Umgebungstemperatur. Im Folgejahr gelang STEINKE et al. (2008) mit ihrer „*Light-weight plastination*“ eine Weiterentwicklung der Technik. Sie verwendeten im Evakuierungsprozess ein Xylol-Silikongemisch. Durch den Austausch des Xylols mit Luft beim Öffnen der Ventile erhielten sie leichtere Exponate mit differenzierteren Strukturen. Im Xylol-Silikon-Mischungsverhältnis 2 : 1 oder 5 : 3 erreichten sie optimale Ergebnisse bei der Gewichtsreduktion.

Über die Jahre wurden die angewandten Techniken wiederholt getestet und verglichen. Unter anderem erschien eine Veröffentlichung von REED und WHALEY (2008) über die Reaktionen verschiedener Epoxidgemische. Die Autoren fanden heraus, dass das Einwirken von Aceton einen Einfluss auf Gelbverfärbungen der Reaktionsprodukte in den unterschiedlichen Plastinationsprozessen hatte. In einer Studie an Schweineherzen wiesen DARAWIROJ et al. (2010) nach, dass die S10-Standard-Plastinationsmethode sowohl bei Gefriertemperaturen als auch bei Raumtemperatur gleichwertige Exponate erbrachte. Die Herzen zeigten eine bräunliche Färbung der äußeren und inneren Strukturen, waren starr und wenig flexibel. Die preiswertere Raumtemperaturimprägnierung war allerdings wesentlich zeitintensiver.

SRISUWATANASAGUL et al. (2010) fanden bei der Plastination von Schweineherzen heraus, dass alkoholentwässerte Präparate eine trockenere Textur aufwiesen als acetonentwässerte Objekte. Allerdings neigten diese zu Schrumpfungen und die natürliche Farbe blieb schlechter erhalten als bei der Acetonanwendung.

Im gleichen Jahr erprobten YU et al. (2010) „Hoffen“-Materialien⁴³, um Großtierkadaver zu konservieren. Oft stellten derartig voluminöse Objekte die Präparatoren vor logistische Probleme. YU et al. dehydrierten beispielsweise einen vorpräparierten und formalinfixierten Pferdekadaver per Gefriersubstitution und kühlten ihn auf 5 °C ab. Danach wurde das Exemplar für jeweils ca. einen Monat in Acetonbäder mit aufsteigender Konzentration bei bestimmter Temperatur gegeben – bei -25 °C mit 85 %, -15 °C mit 90 % und jeweils bei Raumtemperatur mit 95 % und 99,9 %. Die anschließende Silikonimprägnierung fand mit einer Polymer-Bindemittel-Mischung bei -15 °C und einer langsamen Druckminderung statt. Nach der Imprägnierung wurde der Kadaver in einem Stahlbetonrahmen fixiert und mit „Hoffen R6“-Dampf bei 35 °C gehärtet. Die Nerven- und Muskelgewebeflexibilität des Plastinats blieb erhalten und die Strukturen konnten leicht unterschieden werden. Um den Erhalt der Flexibilität der Präparate bemühten sich auch ARI und ÇINAROĞLU (2011). Sie entwässerten und entfetteten ihre Objekte jeweils zwei Tage mit einer Ethanol-Reihe in aufsteigender Konzentration (50, 60, 70, 80, 90, 96 und 100 %) und einer Alkohol-Aceton Serie (50 - 50 %, 0 - 100 %). Anschließend tauschten sie das Aceton unter Vakuum durch Glycerin aus. In einem weiteren Evakuierungsprozess setzten sie ein Lack-Verdünner-Gemisch⁴⁴ ein. Während der nachfolgenden, dreitägigen Lagerung bei 20 - 25 °C verdunsteten die flüchtigen Stoffe und der Alkydharz härtete. Die so hergestellten Plastinate waren weicher und flexibler als die bisherigen Präparate, zudem auch schneid- und nähbar. Sie waren dadurch noch wertvoller für das Studium und die praktische Arbeit.

Auch in Ghana begann man, Plastinate als Unterrichtsmittel zu verwenden. AMEKO et al. (2012) berichteten über eine Studie zum Verhalten einzelner Gewebearten insbesondere dem Schrumpfen der Strukturen im Plastinationsverfahren. Sie bereiteten die Exponate ähnlich wie bei bereits erwähnten Techniken vor. Um überschüssiges Aceton zu entfernen, führten sie nach der Präparation und dem Entwässern eine Vorimprägnierung im Kühlschrank in einem Silikon-Xylol-Bad durch. Das Durchtränken mit einem Silikonpolymer fand bei -4 °C intermittierend unter Vakuum statt. Für das anschließende Härten und Trocknen verwendeten sie einen Xylol-Härter⁴⁵.

Da die bekannten Plastinationsmittel zu kostspielig erschienen, untersuchten CHANDEL et al. (2013) eine andere Möglichkeit zu plastinieren. Sie fixierten ihre Präparate in 10%igem

⁴³ Deren Zusammensetzung wurde im Artikel nicht benannt.

⁴⁴ Der hierbei verwendete Lack bestand aus Alkydharz (40 %), Nitrocellulose (8 %), Butanol (8 %), Aceton (6 %), Isobutylacetat (6 %), Glycol, Zn-Stearat (6 %), Toluol (14 %) und Xylol (12 %). Der Verdünner setzte sich aus Toluol (66 %), Glycol (4 %), Aceton (10 %), Alkohol (10 %) und Ester (10 %) zusammen.

⁴⁵ Auf chemische Zusammensetzungen der Substanzen wurde in der Publikation nicht eingegangen.

Formalin und unterzogen sie nach der Spülung mit sauberem Wasser einer mehrmaligen Acetonbehandlung. Entfettet wurde in drei Xylolbädern. Das Xylol wirkte außerdem als flüchtiger Vermittler für das zur Imprägnierung verwendete, sauer härtende Melaminharz. Nachdem die Objekte mit dem Polymer-Härtergemisch gesättigt waren, wurden sie nochmals zum Härten mit Melaminharz bestrichen. Sowohl die Imprägnierung als auch das Härten fand bei Raumtemperatur statt.

Plastinationsverfahren

Das Plastinationsverfahren hat sich heutzutage weltweit zur Konservierung organischer Strukturen und somit in der Lehre und Forschung etabliert. Die Technik wurde mit zahlreichen Modifikationen verbreitet, ebenso variiert der Einsatz der verwendeten Materialien. Nachfolgend werden die Arbeitsschritte aufgezeigt, welche allen Verfahren zugrunde liegen.

Das angewandte Polymer wird dem späteren Verwendungszweck und Beanspruchungsgrad des Exponates angemessen, ausgewählt. Am gebräuchlichsten sind Epoxidharze, Silikonkautschuk und Polyester. Wichtig ist eine niedrige Viskosität der Polymere, um den Stoffaustausch in einer angemessenen Zeit zu gewährleisten.

Fixierung

Vor dem Kontakt mit der Fixierlösung sollten die Präparate gereinigt und verzichtbare Strukturen manuell entfernt werden. Für die anschließende Fixierung kann eine Formalin-Lösung in einer Konzentration zwischen 5 und 20 % verwendet werden. Um den Vorgang zu optimieren, wird die Lösung, zusätzlich zum Formalinbad, in die Gefäße gepumpt. Den Farberhalt kann man laut RAVI und BHAT (2011) verbessern, indem man eine Mischung aus 4 °C-kalter Kaiserling-Lösung und 5%igem Formalin verwendet. Dies würde aber nur für kleine Objekte zutreffen.

KHULLAR et al. (2012) beschrieben neben der Behandlung mit Kaiserling-Lösung eine zusätzliche Fixierung in 80%igem Ethanol. Prinzipiell können verschiedene Fixierflüssigkeiten verwendet werden. Jedoch kam es beim Einsatz von Alkoholen, Glycerin, Glycolen und/oder Phenol zu ungewollten Veränderungen an Präparaten. Strukturen wurden z. B. spröde oder auf der Oberfläche bildeten sich Niederschläge während des Härtens oder noch Jahre später.

Eine Fixierung ist nicht immer zwingend nötig. Manche Objekte bleiben ohne diesen Schritt flexibler. Jedoch ist bei schnell beginnender Autolyse wie z. B. bei Gehirn und Pankreas eine Fixierung angezeigt. Ist der Fixierprozess abgeschlossen, wird das Objekt entwässert.

Entwässern und Entfetten

Hierbei wird das Gewebswasser in einem Acetonbad im Gefrier austausch, was ebenfalls zum Farberhalt beiträgt, durch Aceton ersetzt. Außerdem verhindert die Kälte das vorzeitige Aushärten des, im nächsten Arbeitsschritt, verwendeten Kunststoffgemisches. Für einen optimalen Entwässerungsprozess sollte das Aceton mindestens dreimal erneuert werden.

Das Prinzip des Gefrier austausches lässt sich auf Molekularebene erklären. Gefrorenes Wasser weist in seiner kristallinen Form eine Gitterstruktur auf, in deren Zwischenräume das flüssige Aceton eindringen kann. Das Eis geht dabei in Lösung über und wird dem Gewebe entzogen. Zusätzlich führt der feste Aggregatzustand des Wassers zu einer Stabilisierung der Form, Struktur und Größe des Objektes.

Das Gewebsfett wird anschließend bei Raumtemperatur kontinuierlich mit dem Lösungsmittel ausgetauscht. Je nach Umfang des Präparates kann dieser Austausch zwei Wochen bis drei Monate dauern. Beim Entfetten langer Knochen kann das Setzen von kleinen Bohrlöchern hilfreich sein. Über diese Löcher kann die Markhöhle vorerst mit Wasser oder Ethanol gespült werden. Eine Verbesserung der Transparenz bei der „Epoxy-Plastination“ bringt das zusätzliche Entfetten in einem Methylenchloridbad. Hat sich die Wasserkonzentration auf 1 oder weniger Prozent stabilisiert, ist der Dehydratationsprozess abgeschlossen.

Anstatt durch die Gefriersubstitution können die Objekte auch mit einer aufsteigenden Ethanolreihe entwässert werden. Wichtig hierbei ist, dass nach der Formalinfixierung gründlich entwässert wird, da sonst das Schrumpfen verschiedener Gewebe unvermeidbar ist. Beginnend mit einer 50%igen EthanolLösung, welche in 3 - 5 %-Schritten allmählich konzentriert wird, werden die Präparate entwässert. Bei der Konzentrationsdehydratation ist ein zusätzlicher Schritt erforderlich. In diesem wird die letzte Sättigung mit absolutem Alkohol durch ein geeignetes Zwischenmedium wie Aceton oder Methylenchlorid ersetzt. Das Zwischenmedium sollte über einen hohen Dampfdruck, aber einen niedrigen Siedepunkt verfügen. Der Siedepunkt von Aceton liegt bei 56 °C und von Methylenchlorid bei 40 °C. Da das Methylenchlorid seltener benutzt wird und das Austauschprinzip das Gleiche ist, wird es im nachfolgenden Text nicht mehr zusätzlich genannt.

Forcierte Imprägnierung

In diesem Schritt wird, unter Nutzung der unterschiedlichen Dampfdrücke der eingesetzten Materialien, das leicht verdunstende Aceton gegen die Kunststofflösung ausgetauscht. Bei einigen Reaktionsgemischen findet der Austausch bei atmosphärischem Druck statt. Da die meisten Polymere sehr viskös sind, wird dieser entscheidende Prozess meist in einer Vaku-

umkammer durchgeführt. Wichtig ist, dass das Präparat während des gesamten Vorgangs komplett in die Mischung eingetaucht wird. Würden Flächen an der Oberfläche liegen, verdunstet zwar die Vermittlerlösung, aber es kann kein Reaktionsgemisch einfließen. Hohlräume oder Hohlorgane sollten vor dem Einbringen in die Kunststoffmischung mit dieser gefüllt werden, dies verhindert deren Kollabieren und stabilisiert die Form.

In der Druckkammer wird das Aceton im Vakuum zum Sieden gebracht und aus den Geweben extrahiert. Das sofortige Absaugen der entweichenden Dämpfe bewirkt einen Sog in den Zellen, so dass die Kunststofflösung allmählich in das Gewebe eindringt. Der Vorgang sollte nicht zu rasch erfolgen. Ein zu schnelles Entweichen des Acetons bewirkt einen zu hohen Unterdruck und das rasant einströmende Polymer würde die Zellen zerstören. Ebenso könnte ein zu hoher Unterdruck im Gewebe zum Zusammenfallen der Zellstruktur führen. Das Polymer könnte sich dadurch nicht mehr in der Zelle anreichern, was wiederum das Schrumpfen der Strukturen nach sich ziehen würde.

Härten

Während des Härtevorgangs laufen zwei wichtige Phasen ab: das Verlängern der Polymerketten und deren Quervernetzung. Die Kombination beider Reaktionen führt zum Aufbau einer stabilen 3D-Struktur. Der Prozessablauf und das Ergebnis hängen hierbei vom eingesetzten Polymer und dessen Beeinflussbarkeit ab. Silikonimprägnierte Exponate werden z. B. mit Hilfe eines speziellen Gases (gasförmiger Vernetzer) gehärtet. Licht oder Wärme fördert bei Polyestern oder Epoxidharzen das Vernetzen der Polymerketten.

Die erste Phase wird bereits bei der Imprägnierung mit einem Silikon-Härter-Gemisch in Gang gesetzt. Der Härter oder auch Kettenverlängerer wie z. B. S3 (s.Tab.7) fördert die End-zu-End-Verknüpfung der Polymermoleküle. Die anschließende zweite Phase, das Härten mittels eines speziellen Gases, findet in einem luftdicht verschlossenen Behälter statt. Um die Luftfeuchtigkeit zu minimieren, kann CaSO_4 (deJong, Henry 2007) oder CaCl_2 (Riepertinger 1989; Pond et al. 1992) als beigestellter Entfeuchter eingesetzt werden. Wichtig ist, dass die Präparate vorher positioniert werden, denn ein nachträgliches Ausrichten der Strukturen ist im gehärteten Zustand nicht mehr möglich. Durch die wochenlange Exposition mit dem Gashärter z. B. S6 (s.Tab.7) wird das visköse Kunststoffgemisch des Präparates durch Seit-zu-Seit-Vernetzung gehärtet und getrocknet. Mit der Auswahl und dem Verwenden von Katalysatoren, Kettenverlängerern und Vernetzern können die Reaktionen v. a. die Reaktionszeiten beeinflusst und gesteuert werden. Auch die Temperatur nimmt Einfluss auf den Prozess, Kälte verlangsamt ihn meist drastisch. Daher wird das Härten bei Raumtemperatur favorisiert und

kann, je nach Material, bei Bedarf durch das zwischenzeitliche Lagern der Präparate im Kühlraum unterbrochen werden. Zum Teil dehnt sich der Kunststoff beim Härtevorgang aus und sickert von der Oberfläche. Diese Überschüsse sollten vor dem völligen Aushärten entfernt werden.

Je nach verwendetem Reaktionsgemisch und dessen zeitlichen Einsatz, gibt es unterschiedliche Varianten des Prozesses. Man unterscheidet zwischen einer schnellen und einer langsamen Härtephase. Jede Variation der Reaktionsdauer kann zu einer unterschiedlichen Konsistenz der Präparate führen. Weiterhin ist der Endzustand der Exponate von der Zusammensetzung der Reaktionsmischung abhängig. Eine „*unvollständige Polymerimprägnierung*“ läuft ab, wenn ihr ein Lösungsmittel z. B. Xylol, welches sich während der Imprägnierung kaum verflüchtigt, jedoch nach dem Aushärten verdampft, zugesetzt wird. Diese Präparate sind flexibler als die vollständig imprägnierten Objekte. Lungengewebe beispielsweise hat nach der Behandlung eine schwammige Konsistenz.

„Xylolpräparate“ werden zum Nachhärten für mindestens eine Woche unter einer Kunststoffhülle gelagert. Das reduziert das Schrumpfen der Strukturen durch vorzeitiges Verdunsten des Lösungsmittels während der Polymeraushärtung (Klemstein 1981a/b; Bickley et al. 1987; von Hagens et al. 1987; Dawson et al. 1990; Pond et al. 1992; deJong, Henry 2007; Raoof et al. 2007a/b; Ravi, Bhat 2011; Ameko et al. 2012; Khullar et al. 2012).

Vor- und Nachteile

Vorteile

- Abwandeln von verweslichen, organischen Strukturen in dauerhaft haltbares Material
- trockene, geruchlose, ungiftige und nicht-infektiöse Präparate
- robustes Gut
 - kaum anfällig gegen mechanische Einwirkungen; enorme Stoßunempfindlichkeit, Bruch- und Kratzfestigkeit
 - Möglichkeit des Herumreichens und Palpierens
- von allen Seiten makroskopisch zu betrachten; dreidimensional veranschaulicht
- problemloses Lagern möglich
- fast wartungsfrei
- bereits vorbehandelte Strukturen (z. B. durch Formalineinsatz) sind plastinierbar
- Einsatz der Materialien nach Wahl; Transparenz und Konsistenz der Gewebe variabel
- kein Kühlen oder dauerhaftes Feuchthalten der Objekte nötig (dies ist ein wichtiger Umweltaspekt, da Abfälle anderer Konservierungsverfahren entfallen)

- durch lange Haltbarkeit Reduktion der Anzahl verwendeter Tierkörper (von Hagens et al. 1987; Kienecker, Uhlmann 1989; Douglass, Glover 2003; Latorre et al. 2007; Ravi, Bhat 2011; Ameko et al. 2012; Riederer 2012; Winkler 2012)
- weitere Demonstrationsmöglichkeiten durch Techniken der *Scheibenplastination*
 - erweiterte Betrachtungsweise der Strukturen im Körper
 - durch Transparenz besserer dreidimensionaler Eindruck
 - Darstellung nahezu aller anatomischen Strukturen in ihrer natürlichen Position und Form
 - besseres Verständnis für Bilder der Schnittbildverfahren (MRT, CT) erreichbar (Winkler 2012)
 - Dicke der Scheiben den Gewebsarealen individuell anpassbar (von Horst (Zugriff am 09.03.2014))

Nachteile

- Konsistenz der Gewebe bleibt selten ursprünglich
 - Veränderung von Plastizität und Flexibilität der Gewebe (da das Medium meist auch die Zwischenräume der Gewebe ausfüllt)
 - meist starre Gebilde; z. B. die Reposition eines vorverlagerten Darmes ist nicht nachempfindbar (Korf et al. 2008)
- nachträgliche, weitere systematische Präparierschritte kaum noch möglich
- zeitaufwändiges und kostspieliges Verfahren
- unangenehmer Geruch von vorher gefriergetrockneten Exemplaren
- Nervengewebe ist nicht mit der Standardmethode plastinierbar
- Intermedien können gesundheitsschädlich und in Dampfform explosiv sein (Bickley et al. 1987; von Hagens et al. 1987; Kienecker, Uhlmann 1989; Weiglein 1993; Ravi, Bhat 2011; Riederer 2012; Suganthi et al. 2012)

Plastinationsverfahren in Deutschland

Die verschiedenen Gewebearten werden durch unterschiedliche Techniken und Medien plastiniert. Der spätere Verwendungszweck ist außerdem ein Kriterium für die Wahl der Methode. Die derzeit in Deutschland gebräuchlichen Substanzen und Praktiken werden im Folgenden kurz benannt.

Überblick über BIODUR-Kunststoffe und deren Anwendung in der makroskopischen Anatomie

Tab.: 7 Anwendung von BIODUR-Produkten in der Konservierung

<i>Materialien</i>	<i>Härter</i>	<i>Anwendungsgebiet</i>
<i>Silikone</i>		
S 10	S 3/S 6	Silikonstandardtechnik für makroskopische Präparate
S 10 B rötlich	S 3/S 6	lebensnahe Darstellung von Muskelgewebe durch rötliches Einfärben des Silikons
S 15	S 3/S 6	Organe und Organpakete
S 49	S 3/S 6	Oberflächenbehandlung
S 14 Rot	S 1	Gefäßkontrastdarstellung in Silikonpräparaten
<i>Epoxidharze</i>		
E 12	E 1	transparente Körperscheiben (verschiedene Methoden)
E 13	E 8	transparente Körperscheiben
E 20 Plus	E 20 Plus Härter	Gefäßkontrastdarstellung (Korrosionspräparate)
<i>Polyester-Copolymere</i>		
P 35	A 9	Gehirnscheibenplastination (wird kaum noch verwendet)
P 40	A 4	Gehirnscheibenplastination
<i>Polymerisierende Emulsionen</i>		
PEM 11	E 1	dicke opake Körperscheiben
PEM 27	E 1	Standard-PEM für dicke Extremitäten- und Körperscheiben (von Hagens et al. (Zugriff am 10.05.2014))

Verfahren

- Das *Silikon S10*-Verfahren ist die Standardtechnik in der Plastination. Mit der S 10-Technik erhält man opake, mehr oder weniger flexible und natürlich wirkende Präparate.
- Das „*Dow Corning Corporation's Cor-Tech*“-Raumtemperatur-Verfahren ermöglicht die Imprägnierung mit verschiedenen Kombinationen aus Polymeren, Vernetzungsmitteln und Katalysatoren bei Raumtemperatur. Durch die unterschiedlichen Kombinationen kann der Grad der Festigkeit und Flexibilität der Objekte gesteuert werden.
- Das *Epoxy E12*-Verfahren wird für dünne, transparente, feste Körper und Organschnitte genutzt. Die Präparate werden vorbereitend zur Fixierung tiefgefroren.

- Die *Polyester P35*- und *P40*-Verfahren werden zur Herstellung semitransparenter und fester Hirnschnitte angewendet und ermöglichen eine Differenzierung zwischen grauer und weißer Substanz. Die Organe werden in einer Formalin-Mischung vorfixiert (von Hagens 1990; Weiglein 1993; Khullar et al. 2012).

3 Substanzen - Gesundheit und Umwelt

Der voranstehende Text unterstreicht, dass ein Großteil der konservierenden Methoden nur unter Verwendung von Chemikalien ablaufen kann.

Die Auswertung online verfügbarer Sicherheitsdatenblätter (verschiedener Firmen) von 115 Substanzen ergab:

4	gesundheitsgefährdend
27	schleimhaut- und/oder hautreizend
19	gesundheitsschädlich
30	ätzend
21	giftig
6	sehr giftig
9	krebserregend
7	Verdacht auf kanzerogenes Potential
3	in Tierversuchen kanzerogen
5	kanzero- oder mutagenes Potenzial nicht ausgeschlossen

Die Auswirkungen auf den menschlichen Organismus sind in den meisten Fällen konzentrations- und dosisabhängig. Außerdem hängen die gesundheitlichen Schäden von der Expositionszeit und dem Aufnahmeweg ab.

Bei den 115 Stoffen erfolgte eine Einstufung in:

30	umweltgefährdend
43	schwach wassergefährdend
27	wassergefährdend
10	stark wassergefährdend
3	schädlich für Wasserorganismen
27	toxisch für Wasserorganismen

Außerdem waren:

8	brandfördernd
25	entzündbar

Lediglich 17 der ausgewerteten Substanzen wurden nicht als Gefahrenstoff gekennzeichnet. Allerdings kann ein gesundheitsgefährdendes Potential bei Aufnahme dieser Stoffe in hoher Konzentration und/oder Dosierung nach dem Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung nicht ausgeschlossen werden. Zudem wurden 7 dieser Chemikalien als schwach wassergefährdend eingestuft.

Beispiele zu gesundheits- und umweltschützenden Maßnahmen

Um die Abgabe verschmutzter Konservierungsflüssigkeiten in die Kanalisation zu umgehen, ist man in den letzten Jahren dazu übergegangen, diese zu recyceln. Das bedeutet, sie für eine Wiederverwendung brauchbar zu machen. Einen Schritt in diese Richtung beschrieben TREFFEISEN und PUTZ (1988) mit der Verwendung einer Mehrschichtfilteranlage, um die Verunreinigung durch Blut, Epidermisabschilferungen, Ausschwemmungen aus Körperöffnungen u. v. m. aus den Lösungen zu entfernen.

Das im Plastinationsverfahren verwendete Aceton wurde von GRONDIN und BÉRUBÉ 1992 über ein Drei-Schritt-Verfahren rückgewonnen. Im ersten Schritt wurden das erstarrte Fett und das gefrorene Wasser aus dem verunreinigten Aceton in einem Gefrierprozess getrennt und abfiltriert. Danach wurde eine Vakuumdestillation vorgenommen. Das destillierte Aceton gaben sie anschließend in ein Molekularsieb und weitere Filtereinheiten, um das Restwasser zu entfernen. Sie erhielten durch ihr Verfahren Aceton mit einer Reinheit von 97 %. JANICK und HENRY (1995) erzielten mit ihrem Verfahren ähnliche Ergebnisse. Das aufzubereitende Aceton wurde nach dem Ausfrieren von Fett und Wasser in einen Exsikkator gegeben. Dieser wurde über ein 40 °C-Wasserbad erwärmt und das Aceton durch das Erhöhen des angelegten Vakuums in Dampfform verbracht. Der Dampf wurde über einen Polyethylenschlauch und eine kupferne Kondensationsspirale bei -15 °C geleitet und wieder verflüssigt in einem Behälter gesammelt. Aceton, welches noch in Dampfform verblieben war, wurde über ein weiteres Spiralrohr in einen zweiten Behälter geleitet. Über diese Destillationsvorgänge gewannen sie bis zu 98 % an Aceton zurück. Die Abbildung 4 zeigt den Aufbau der Recyclinganlage.

Eine noch höhere Reinheit erreichten GRONDIN et al. (1997) mit ihrer modifizierten Technik von 1992. Im zweiten Schritt gewannen sie bei der Vakuumdestillation unter Zuhilfenahme einer Vakuumpumpe 95 - 97%iges Aceton zurück. Aus dem destillierten Aceton wurde das Restwasser schlussendlich mit einem Trockenmittel entfernt. Dies ergab eine Reinheit von 99,5 % des Acetons, welches in weiteren Plastinationsprozessen verwendet werden konnte. Dadurch wurde die Menge gefährlicher Abfälle deutlich reduziert (Grondin, Bérubé 1992).

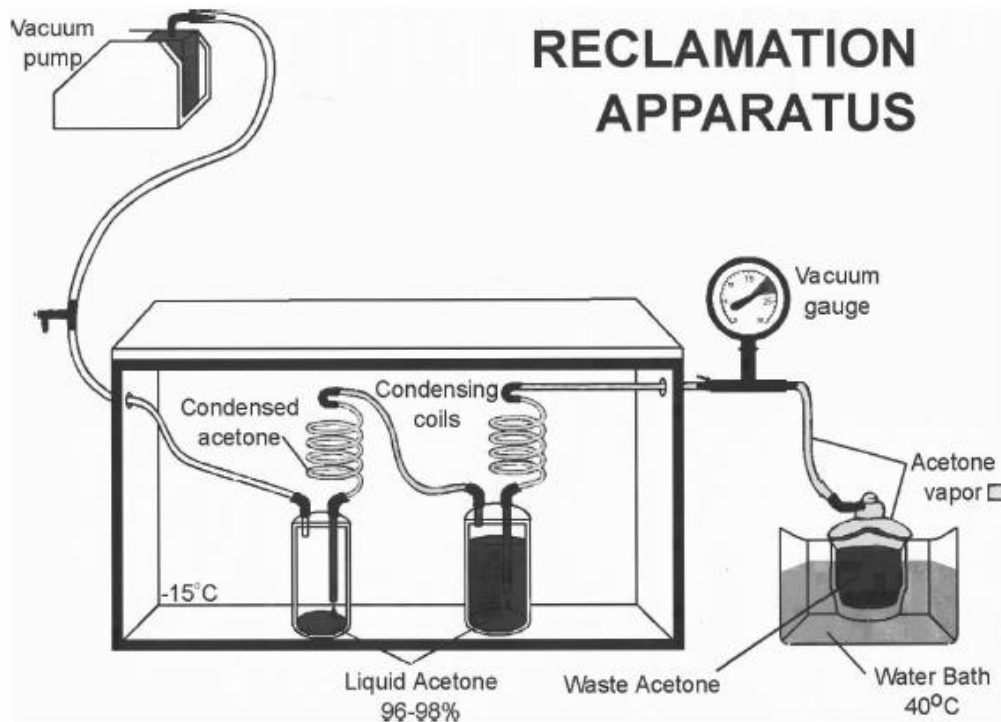


Abb. 4: Apperatur nach Janick und Henry (1995) zur Rückgewinnung von Aceton

(die Graphik wurde in Farbe und Größe abgeändert durch Y. O.)

IV DISKUSSION

Die Anatomie ist eines der Grundlagenfächer in der vorklinischen Ausbildung eines Tiermediziners. In den Präparierkursen wird die Theorie mit der Praxis verknüpft, d. h. begleitend zu den Vorlesungen des klassischen Frontalunterrichts wird das zu vermittelnde Wissen am Präparat verdeutlicht. Durch das Erlernen der makroskopischen Tieranatomie bekommen Studenten einen ersten Eindruck über die physiologischen Strukturen des tierischen Körpers. Dies ist die Grundlage für das Verständnis klinischer und pathologischer Probleme. Es können außerdem direkt am Präparat Fertigkeiten in praktischer Tätigkeit erlernt werden (Korf et al. 2008).

Aufgrund ethischer und moralischer Bedenken sowie aus Tierschutzgründen ist die Beschaffung von Tierkadavern allerdings zu einem logistischen Problem geworden (Silva et al. 2007). Auch die Kostspieligkeit der Kurse spielt hier eine Rolle. An deutschsprachigen Institutionen wird darüber diskutiert, die Präparierkurse abzuschaffen. Man will dazu übergehen, einen präparatefreien Unterricht zu gestalten (Winkelmann 2007; Korf et al. 2008). Dieser basiert auf der Zuhilfenahme von digitalen Lehrmedien wie computerassistierten Lernprogrammen und virtuellen Simulation in Verbindung mit der althergebrachten Fachliteratur, Modellen und nicht zuletzt den wissenschaftlichen Vorträgen (Shaffer, Small 2004; Saxena et al. 2008).

Aus Studien geht hervor, dass die Studenten die Arbeit am Präparat sehr schätzen (Wacker 2012). Die Präparierkurse werden von der Mehrheit der professionellen Anatomen als Lehrmethode bevorzugt. Sie werden als unverzichtbarer Bestandteil der anatomischen Ausbildung angesehen (Christ 2007; Patel, Moxham 2008). In gewissem Maß spiegeln die digitalen Medien und andere Hilfsmittel die Optik der Strukturen wieder, aber sie können weder die Haptik eines frischtoten Kadavers wiedergeben noch ist an ihnen ein emotionales Erleben möglich (Korf et al. 2008).

Für einen anatomischen Kurs zeitgleich eine bestimmte Anzahl an frischtoten Tierkadavern zu beschaffen, ist schwierig. Spenderprogramme können das Bereitstellen von ausreichend Lehrmaterial unterstützen. Durch die Tierkörperspende stellt der Besitzer sein Haustier nach dessen Tod der Wissenschaft zur Verfügung. Für die jeweiligen Lehrsemester müssen die Kadaver längerfristig gesammelt, möglichst platzsparend gelagert und v. a. haltbar gemacht werden. Bis die Präparate ihrer eigentlichen Bestimmung zukommen, müssen sie möglichst so konserviert werden, dass eine hervorragende Qualität der Gewebe garantiert wird. Die Gewebe sollten sich in ihrer ursprünglichen Beschaffenheit kaum oder gar nicht verändern. Dabei

sollte aber auch beachtet werden, dass Dämpfe, die bei Prozessen des Verderbs organischer Substanzen entstehen, Körperflüssigkeiten oder mögliche Krankheitserreger gesundheitliche Risiken für Kontaktpersonen bergen. Es ist wichtig, die Gefahren zu eliminieren oder weitestgehend zu minimieren. Hier kommt die Möglichkeit, Tierkörper, Körperteile und Organe durch desinfizierende, fixierende und konservierende Maßnahmen haltbar zu machen, zum Tragen.

Je nach späterer Verwendungsform des biologischen Materials werden verschiedene Konservierungsmethoden und damit auch unterschiedliche Substanzen eingesetzt.

Die Auswertung der Sicherheitsdatenblätter der verwendeten Substanzen lässt erkennen, welche Gesundheitsgefahren von einer Vielzahl fixierender und konservierender Substanzen und chemischer Zusätze ausgehen. Für die Zukunft ist es daher wichtig, die Suche nach weniger gefährlichen Konservierungsmitteln und zur Haltbarmachung genutzter Substanzen intensiver und auf breiterer Grundlage zu betreiben. In der Feuchtkonservierung wurden diesbezüglich bereits neue Ansätze geschaffen. Auch durch die Herstellung ungefährlicher Trockenpräparate wurde ein Schritt in Richtung gesundheitliche Sicherheit unternommen. Bei der Plastination beispielsweise stellen allerdings gesundheitsgefährdende Arbeitsschritte und die Entsorgung nicht verwendbarer Präparate ein Problem dar. Die Leichenteile können, nicht wie normaler Plastikabfall, einfach für andere Prozesse verwendet werden und die Kunststoffe sind durch natürliche Prozesse schlecht abbaubar (Klotz 2015). Es sollten Bestrebungen unternommen werden, welche zu einer umweltfreundlichen Lösung dieser Problematik führen.

In der EU werden laut VAN DER VALK et al. (1999) jedes Jahr geschätzt mehrere hunderttausend Tiere für Bildungs- und wissenschaftliche Zwecke eingesetzt. Wie schon erwähnt, existiert bereits eine breite Palette an Alternativen, um den Einsatz von Tieren in der Schul- und Hochschulbildung zu reduzieren. Es tragen allerdings mehrere Faktoren zur begrenzten Verwendung der verfügbaren Alternativen bei. Tierpräparate sind unverzichtbare Lehrmittel. Durch die Konservierung der Präparate wird ein Beitrag zur Verringerung der Anzahl getöteter Tiere geleistet. Die Exponate erhalten durch ausgewählte Techniken eine sehr lange Haltbarkeit und können somit mehr als einmal verwendet werden. Ein hohes Maß an Lebensicherheit ist hierbei wichtig für die Lerneffektivität.

Aus eigener Erfahrung erachte ich rückblickend das Lernen an den konservierten Kadavern und Organen als gewinnbringend für meine jetzige Tätigkeit als praktizierende Tierärztin.

V ZUSAMMENFASSUNG

Das Ziel der vorliegenden Arbeit ist, die Entwicklung der Konservierungsmethoden in der Tieranatomie aufzuzeigen. Insbesondere stehen hier die Verfahrensweisen zur Herstellung makroskopischer Präparate, welche zu Lehrzwecken verwendet wurden und/oder werden, im Vordergrund. Aus der Fülle wissenschaftlicher Einzelpublikationen, aus Fachbüchern und Onlinemedien wird ein historischer Überblick wichtiger Techniken zur Herstellung tieranatomischer makroskopischer Präparate erstellt.

Die chronologische Darstellung bezieht sich u. a. auf die Methoden der Trockenkonservierung wie z. B. die Mumifizierung und die Gefriertrocknung und auf die Techniken der Feuchtkonservierung sowie auf die Weiterentwicklung der fixierenden und konservierenden Lösungen. Die Auswertung der Sicherheitsdatenblätter von 115 in den Verfahren eingesetzten Substanzen zeigt, dass ein Großteil der Stoffe ein Risiko für die Gesundheit und/oder Umwelt darstellt. Besonders in den letzten Jahrzehnten wurden Bestrebungen unternommen, gefährliche Substanzen durch ungefährliche zu ersetzen. In der Feuchtkonservierung wurde mit Nachdruck nach Alternativen zu gesundheitsschädigenden Stoffen wie beispielsweise Formalin oder Phenol gesucht. Die Ausführungen zeigen außerdem, dass in der Haltbarmachung von Organen, Körperteilen und Ganzkörperpräparaten darauf geachtet wurde, auch das Handling der Präparate zu verbessern. Bei der Fixierung und Konservierung der Präparate für Präparierkurse spielte und spielt insbesondere die Bewahrung lebensnaher organoleptischer Eigenschaften eine große Rolle.

Des Weiteren wird auf das Beschichten und Einbetten von organischer Substanz eingegangen. Auch hier kann beobachtet werden, dass sich die Materialien in ihren demonstrativen Eigenschaften verbesserten. Die Techniken wurden soweit modifiziert, dass sich die Methode des Imprägnierens entwickelte. Die Paraffinierung und vor allem das Verfahren der Plastination haben verstärkt Einzug in der Präparatekonservierung gehalten. Die Plastinate besitzen eine hohe repräsentative Qualität und bieten dem Betrachter eine detaillierte Darstellung der anatomischen Verhältnisse. Die Materialien sind außerdem gegenüber mechanischen Einwirkungen robuster geworden. Mit diesem Verfahren können mittlerweile fast alle Strukturen des Körpers ästhetisch demonstriert werden.

Zudem werden die Arbeitsschritte einzelner Methoden beschrieben, wobei auch auf die Anforderungen an das Verfahren und die eingesetzten Substanzen eingegangen wird. Zu einigen

Methoden werden zusätzlich die Vor- und Nachteile, wirtschaftliche Aspekte mit einbegriffen, angeführt.

VI SUMMARY

The aim of the presented thesis is to demonstrate the development of preservation methods in the animal anatomy. In particular the methods of producing macroscopic specimens, which were mainly used and still are for training purposes. A historical overview of important techniques for producing animal anatomical macroscopic preparations was created from the abundance of scientific publications, reference books, and online media.

The chronological presentation refers among other things specifically to methods of dry preservation such as mummification, freeze-drying and techniques of preservation in fluids as well as to the enhancements of fixing and preserving solutions. The evaluation of safety data sheets on 115 substances used in the procedures showed that the majority of the materials pose a risk to health and /or the environment. Especially in recent decades, efforts have been made to exchange dangerous substances with non-hazardous ones. In the field of humid conservation for example, vigorous searches for alternatives to dangerous substances that adverse health such as formalin or phenols are being pushed. Statements show that while working on preservation of organs, body parts, and body preparations the goal is also to improve the handling of the preparations. Especially, the preservation of lifelike organoleptic qualities was and is of great importance in the fixation and preservation of preparations for dissection courses.

Furthermore, this study discussed the coating and embedding of organic matter. Even there could be observed that the materials improved in their distinct qualities.

The techniques were modified to the extent that the method of impregnation was developed. The infiltration of paraffin and especially the process of plastination have increasingly found their way into the preservation of preparations. The plastinates have a high representative quality and provide the observer with a detailed description of anatomical relations.

In addition, the materials have also become more robust against mechanical influences.

With this procedure almost all structures of the body can be demonstrated aesthetically.

Additionally, the production steps of individual methods are described which highlights the requirements of the process and the substances used. To some methods the advantages and disadvantages, economical aspects included were stated.

VII TABELLENVERZEICHNIS

Tab.: 1	Ausgewählte Eindringtiefen von Formalin nach STEINMANN (1972)	36
Tab.: 2	Modifikationen der Konservierungslösungen am Berliner Institut.....	49
Tab.: 3	Die farberhaltende Konservierung von Hämoglobin nach Lorke (1955) und	62
Tab.: 4	Eigenschaften von Einbettungsmedien nach LAUTENSCHLAGER (1971).....	75
Tab.: 5	Farbreaktanten nach STEINKE und SPANEL-BOROWSKI (2006)	92
Tab.: 6	Farbreaktionen nach STEINKE und SPANEL-BOROWSKI (2006).....	92
Tab.: 7	Anwendung von BIODUR-Produkten in der Konservierung.....	100

VIII ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abb. 1: Galen als Vivisektor. Detail der Rahmenillustration des Titelblatts der 9. Galen- Juntina, Venedig 1625	6
Abb. 2: Vorrichtung zum Aufblasen und Trocknen von Präparaten nach Kellner 1935	19
Abb. 3: Aufgestellter formalin-injizierter Ziegenbock, Paulli (1909).....	20
Abb. 4: Apperatur nach Janick und Henry (1995) zur Rückgewinnung von Aceton	103

IX LITERATURVERZEICHNIS

- Aaimls, P. R. M. and Mias (1995). "Preparation and presentation of anatomical specimens at the University of Sydney." *Journal of the Institute of Anatomical Sciences* 4.
- Abderhalden, E. (1930). *Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden*, Teil 2;Teil 7, Urban & Schwarzenberg: 447
- Abs, M., K. Hallmann, et al. (1971). "Das Einschließen von biologischen Korrosionspräparaten in Kunstharzblöcke (Teil II)." *Der Präparator* 17(1/2): 36 - 40.
- Abs, M., W. Hallmann, et al. (1970). "Das Einschließen von biologischen Korrosionspräparaten in Kunstharzblöcke." *Der Präparator* 16(1/2): 73 - 74.
- Adams, C. (2011). *Das neue Universal Lexikon*. Bertelsmann. Augsburg, Himmer AG.
- Ajmani, M. L. (2008). *Embalming: Principles and Legal Aspects*, Jaypee Brothers Publishers: 19
- Al-Hayani, A. A., A. Al-Hayani, et al. (2011). "Shellac: A Non-Toxic Preservative for Human Embalming Techniques." *Journal of Animal and Veterinary Advances* 10(12): 1561 - 1567.
- Albert, I.-C. M. (2010). "Der Pferdekopf" - ein interaktives Lernprogramm. Veterinärwissenschaftliches Department, Lehrstuhl für Anatomie, Histologie und Embryologie. München, LMU München: 256-259.
- Albrecht, F. (1988). "Feuchtpräparate als „Plattenpräparate" aus organischem Glas." *Der Präparator* 34(3): 307 - 312.
- Ameko, E., S. Achio, et al. (2012). "Research Paper Plastination of Some Cow and Ram Organs in Ghana for Use as Teaching Aids." *Int. J. Pure Appl. Sci. Technol.* 8(1): 57 - 68.
- Anonymus (1888). "Neue Einbettungsmasse für anatomische Präparate." *Polytechnisches Journal* 267(7): 381 - 382.
- Anonymus (2010). "Dr Pedro Ara." Retrieved 14.03.2014, from <http://www.findagrave.com/cgi-bin/fg.cgi?page=gr&GRid=49432756>.
- Anthon, E. F. (1833). "Handwörterbuch der chemisch-pharmazeutischen, technisch-chemischen und pharmakognostischen Nomenklaturen: oder, Uebersicht aller lateinischen, deutschen und französischen Benennungen sämtlicher chemischen Präparate des Handels und sämtlicher rohen Arzneistoffe für Aerzte, Apotheker und Droguisten": 11
- Antwerpes, F. (2008). "Verwesung - DocCheck Flexikon." Retrieved 12.05.2014, 2014, from <http://flexikon.doccheck.com/de/Verwesung>.
- Arı, H. H. and S. Çınaroglu (2011). "A new approach to preservation of some organs using alkyd resin." *Res Vet Sci* 90(1): 16 - 19.
- Aziz, M. A., J. C. McKenzie, et al. (2002). "The Human Cadaver in the Age of Biomedical Informatics." *The anat. Rec.* 269: 20 - 32.

- Baker, J. A. (1999). "COR-TECH PR-10 Silicone: Initial Trials in Plastinating Human Tissue." *J Int Soc Plastination* 14(2): 13 - 19.
- Bartels, T., M. F. Flachsbarth, et al. (1992). "Zu den speziellen Möglichkeiten von Biozym SE in der Mazerations- und Korrosionstechnik." *Der Präparator* 38(3): 89 - 96.
- Bassett, D. L. (1947). "Ethyl methacrylate as a preserving Medium for gross anatomical serial Sections." *Anat. Rec.* 99(2): 145 - 155.
- Bauermeister, W. D. (1959). "Ein vereinfachtes Verfahren zur Herstellung durchsichtiger Totalpräparate " *Mikrokosmos* 48: 272 - 274, aus Piechocki (1979).
- Bay, B. H. (2007). Can Computer-aided Instruction Effectively Replace Cadaverbased Learning in the Study of Human Anatomy? . CDTL Brief, Centre for Development of Teaching and Learning. 10.
- Bay, B. H. and E. A. Ling (2007). "Teaching of Anatomy in the New Millennium." *Singapore Medical Journal* 48: 182 - 183.
- Becker, K. W. (2002). Anmerkungen zur Geschichte der anatomischen Sektion. A. I. d. U. d. Saarlandes: 2 - 14.
- Behrmann, G. (1972). "Ein Beitrag zur Geschichte der Präparation." *Der Präparator* 18(3/4): 111 - 118.
- Behrmann, G. (1974). "Die Paraffinpräparation von Algen, Wirbellosen und kleinen Wirbeltieren für Schausammlungen." *Der Präparator* 20(1/2): 36 - 43.
- Berry, S. D. and A. J. Thomas (2012). Improved tissue preservation fluid. US20120297593.
- BG der chem. Industrie (1977). "Über den Umgang mit Arsen und seinen Verbindungen." *Der Präparator* 23(1): 23 - 25.
- Bickley, H. C., R. S. Donner, et al. (1987). "Preservation of tissues by silicone rubber impregnation." *J Int Soc Plastination* 1(1): 30 - 38.
- Bjørkman, N. and K. M. Christensen (1982). "Extraction of dilute ethanol of formaldehyde-fixed dissecting specimens." *Acta Anat (Basel)* 112(1): 1 - 8, aus Rumph, Williams (1988).
- Blair, D. M., F. Davies, et al. (1932). "Preparation of dry specimens by paraffin-naphthalene impregnation." *J. Anat.* 66: 486 - 487.
- Blake, W. C. and R. A. Simonelli (2003). Method and composition for embalming, United Biotechnologies, L.L.C.
- Blaney, S. P. A. and B. T. f. r. f. c. t. Johnson (1989). "Technique for reconstituting fixed cadaveric tissue." *Anat Rec* 224(4): 550 - 551.
- Blum, F. (1893b). "Formol als Konservierungsflüssigkeit." *Zoolog. Anz.* 10: 450 - 452.
- Blum, F. (1896). "Ueber Wesen und Wert der Formolhärtung." *Anat. Anz.* 11: 718 - 727.
- Bossy, J. (1959). "Utilisation du plexigum pour l'inclusion des petits pieces anatomiques." *Arch. Anat.* 42: 81 - 85, aus Piechocki (1979)

- Bradbury, S. A. and K. Hoshino (1978). "An improved embalming procedure for long-lasting preservation of the cadaver for anatomical study Abstract." *Acta Anat* 101: 97 - 103
- Brenner, E. (2012). "Proceedings of the Anatomical Society Human body preservation – new and old techniques." *Journal of Anatomy* 221: 76 - 77.
- Brünner, G. (1956). "Polyesterkunstharze als Einbettungs-Medien für biologische Objekte." *Der Präparator* 2(1): 95 - 98.
- Brünner, G. (1976). "Gesundheitsschädliche Arbeitsstoffe und Schadstoffwirkungen am Arbeitsplatz des Präparators." *Der Präparator* 22(1): 147 - 149.
- Buchheister, G. A. (1893). *Handbuch der Drogisten-Praxis Zweiter Theil*. Berlin, Springer. <http://www.retrobibliothek.de/retrobib/seite.html?id=63567>
- Burczyk, J. (2014). "Ägypter stellten Mumien früher her als angenommen." 2015, from <http://www.welt.de/wissenschaft/article131209074/Aegypter-stellten-Mumien-frueher-her-als-angenommen.html>.
- Burkel, W. E., Dean A. , D. A. Mueller, et al. (1999). Formaldehyde neutralization in embalmed cadavers using monoethanolamine. The 16th Annual Meeting of the American Association of Clinical Anatomists. Iowa City, IA: 8.
- Campbell, J. W. and J. L. Margrave (1998). Preservative and embalming fluid, EFH, Inc. (Houston, TX). .
- Cannas, M. and P. Fuda (1991). "Plastination of old formalin-fixed specimens " *J Int Soc Plastination* 5: 11 - 15. aus Patterson (1947)
- Cannieu, A. (1897). "De la methode employee a Tinstitut anatomique de Bordeaux pour la conservation des cadavres." aus Putz et al. (1975).
- Carbone, M. S. and D. J. Zinn (1942). "The plastic ethyl methacrylate in routine laboratory technic." *Stain Tech.* 17: 75 - 78.
- Carter, J. (1995). "A short study into the changes in alcohol concentrations due to evaporation." *Conservation News* 56: 24 - 25. Abstract
- Cauwenbergs, P., A. Jones, et al. (1999). Post-Embalming Perfusion With Infutrace™ Limits Exposure to Noxious Fixatives. The 16th Annual Meeting of the American Association of Clinical Anatomists. Iowa City, IA.
- Chandel, C. S., A. Jain, et al. (2013). "Plastination by an Acid Curing Polymer at Room Temperature: A Pink City Technique." *Int. J. Pure Appl. Sci. Technol.* 16(2): 39 - 45.
- Chenzinsky, C. (1896). "Über die Härtung des Gehirns in Formalinlösungen." *Centralbl. f. allg. Pathol.* 7: 429. aus Grönroos (1898)
- Christ, B. (2007). "Hat die Anatomie noch eine Zukunft?" *Ann Anat* 189(3): 217 - 222.
- Church, D. C. (1968). "A simple method for preserving the ruminant stomach." *J. Anim. Sci.* 27: 1525 - 1526.

- Clauchs, A. (1957). "Die Einbettung pathologischer Schnitt- und Flachpräparate in Jores-Gelatine." *Der Präparator* 3(2): 35 - 38.
- Clauser, P. W. and R. Kraus-Ruppert (1982). "Zur Einbettung von heterogenen Übungspräparaten in Kunststoff am Beispiel des menschlichen Kniegelenks." *Der Präparator* 28(3): 301 - 304.
- Clemens, H. J. (1952/53). "Karion "Merck" als Austauschmittel für Glycerin in der Makroskopischen Konservierungstechnik." *Anat. Anz.* 99: 322 - 327, aus Piechocki (1979).
- Cole, F. J. (1921). *The History of Anatomical Injections. Studies in the history and method of science.* C. Singer. 2: 285 - 343.
- Coleman, R. and I. Kogan (1998). "An improved low-formaldehyde embalming fluid to preserve cadavers for anatomy teaching." *J. Anat.* 192: 443 - 446.
- Cook, P. and B. Dawson (1996). "Plastination methods used in Auckland, New Zealand." *J Int Soc Plastination* 10(1): 32 - 33.
- Cordes, J. (1995). "Eine einfache Lösung zur farberhaltenden Konservierung." *Der Präparator* 41(2): 82.
- Cortes, V. F. and D. van Caekenberghe (1997). "Freeze drying: past, present and future." *Ann Med Milit Belg.* 11(1): 10 - 13, aus Maier (2003).
- Coulehan, J. L., P. C. Williams, et al. (1995). "The first patient: Reflections and stories about the anatomy cadaver." *Teaching and Learning in Medicine: An International Journal* 7(1): 61 - 66, Abstract.
- da Silva, R. M. G., J. M. Matera, et al. (2004). "Preservation of Cadavers for Surgical Technique Training." *Veterinary Surgery* 33: 606 - 608.
- Dalla Rosa, L. (1890). "Ein neues Verfahren der Conservirung ganzer Leichen zu Präparierzwecken." *Verhandlungen des X. internationalen medicinischen Congresses* 2(1): 68 - 70.
- Darawiroj, D., A. Adirekthaworn, et al. (2010). "Comparative Study of Temperatures Used in Silicone Impregnation of Porcine Hearts Plastination." *Thai journal of veterinary medicine* 40(4): 433 - 436
- Dawson, T. P., R. S. James, et al. (1990). "How do we teach pathology? Silicone plastinated pathology specimens and their teaching potential." *Journal of pathology* 162: 265 - 272.
- de Gruyter, W. (2002). *Pschyrembel. Klinisches Wörterbuch.* Berlin/New York. 259: 1842.
- deJong, K. and R. W. Henry (2007). "Silicone Plastination of Biological Tissue: Cold-temperature Technique - Biodur™ S10/S15 Technique and Products." *Journal of the International Society for Plastination* 22: 2 - 14.
- Diekamp, B. (1982). "Die Anwendbarkeit der Gefriertrocknung für die biologische Präparation." *Der Präparator* 28(2): 241 - 249.
- Doglioni, L. (1957). "Die Verwendung synthetischer Harze zur Konservierung anatomischer Sammlungs- und Demonstrationspräparate." *Riv. Anat. Path. Oncol. (Padova)* 12: 249 - 254, aus Piechocki (1979).

- Douglass, C. and R. Glover (2003). "Plastination: Preservation Technology Enhances Biology Teaching." *The American Biology Teacher* 65(7): 503 - 510.
- Drahn, F. (1922). "Ein neues Durchtränkungsmittel für histologische und anatomische Objekte." *Tierärztl. Wschr.* 38: 97 - 100.
- Drenhaus, U., F. Jungo, et al. (1998). "Über die Präparation lyophilisierter Gehirne." *Der Präparator* 44(2): 49 - 53.
- Dumitru, I., I. Irimescu, et al. (2012). "Comparative Study of Two of the Main Conservation Techniques of Anatomical Pieces." *Bulletin UASMV, Veterinary Medicine* 69(1/2): 82 - 90.
- Dunphy, B. W. (1997). Formaldehyde-free tissue preservative compositions. US 5679333 A
- Ehrsam, R. and W. Steinmann (1978). "Das Ausschäumen von Hohlorganen mit Polyurethan zur Herstellung von Trockenpräparaten." *Der Präparator* 24(2): 218 - 222.
- Einhäupl, K. M., D. Ganten, et al. (2009). 300 Jahre Charité - im Spiegel ihrer Institute, Walter de Gruyter.
- Elizondo-Omana, R. E., S. Guzman-Lopez, et al. (2005). "Dissection as a Teaching Tool: Past, Present, and Future." *The anat. Rec.* 285B: 11 - 15.
- Erskine, C. A. (1961). "Die Ergebnisse von 10 Jahren experimenteller Forschung über anatomische Konservierungslösung zur Verhütung der Gewebsaustrocknung und Pilzinfektion." *Anat. Anz.* 109: 348 - 350, aus Piechocki (1979), Thiel (1992).
- Ertelt, M. (1965). "Anweisung zur Einbettungstechnik mit "Schwerigal" nach neuesten Erfahrungen." *Der Präparator* 25(3): 211 - 220.
- Estrella, M. (2009). Die Kunst der Präparation. Berliner Zeitung. <http://www.berliner-zeitung.de/archiv/seit-jahrtausenden-machen-menschen-verderbliches-haltbar--um-die-neuesten-tricks-geht-es-diese-woche-in-berlin-die-kunst-der-praeparation,10810590,10628718.html>
- Evans, J. W. and AJ. "AJ's morbid embalming techniques (of decay prevention)." 2014, from <http://www.fu-manchu.com/morbidaj/embalm.htm>
- Faller, A. (1947/48). "Die Entwicklung der makroskopisch-anatomischen Präparierkunst von Galen bis zur Neuzeit." *Acta Anat./Cells Tissues Organs* 4(Suppl. 7): 36 - 115.
- Fanghänel, J., F. Pera, et al. (2009). Waldeyer – Anatomie des Menschen Walter de Gruyter: 4 - 5
- Fischer, J. L. (1791). Anweisung zur praktischen Zergliederungskunst. Leipzig; <http://digi.ub.uni-heidelberg.de/diglit/fischer1791>
- Flesch, M. (1887). "Notizen zur Technik der Konservation von Gehirnpräparaten." *Anat Anz* 2: 294 - 295.
- Franco, C. D., A. Rahman, et al. (2008). "Gross Anatomy of the Brachial Plexus Sheath in Human Cadavers." *Regional Anesthesia and Pain Medicine* 33(1): 64 - 69.

Fremling, C. R. and D. L. Hemming (1965). "A New Method of Taxidermy Using Polyethylene Glycol as an Impregnation Medium." *The American Biology Teacher* 27(9): 667 - 701.

Friker, J., E. Zeiler, et al. (2007). "Vom Formalin zum Salz - Entwicklung und Einführung einer Konservierungslösung auf Salzbasis für anatomische Unterrichtspräparate." *Tierärztliche Praxis* 35(4): 243 - 248.

Frølich, K., L. Andersen, et al. (1984). "Phenoxythanol as nontoxic substitute for formaldehyde in long-term preservation of human anatomical specimens for dissection and demonstration purposes." *Anat. Rec.* 208: 271 - 278.

Fülleborn (1901). "Über Formalinkonservierung." *Zoolog. Anz.* 24: 42 - 46, aus Piechocki (1979).

Funke, U.-N. (2007). *Karl August Lingner- Leben und Werk eines sächsischen Großindustriellen*, GRIN Verlag, 81.

Ganguly, P. K. and L. K. Chan (2008). "Living anatomy in the 21st century: how far can we go?" *South East Asian Journal of Medical Education* 2(2): 52 - 57.

Gellert, A. (1959). "Versuche zur Paraffin-Imprägnation von Gehirnpräparaten." *Act. morph. Acad. Sci. Hung.* 8: 381 - 389, aus Piechocki (1979).

Gerabek, W. E., B. D. Haage, et al. (2007). *Enzyklopädie Medizingeschichte*: 58 - 59

Gerber, R. (2009). *Bernstein als Vision*, BoD - Books on Demand. 22.

Gerlach, D. (2009). *Geschichte der Mikroskopie*. Frankfurt am Main, Harri Deutsch.

Gerota, D. (1896a). "Ueber die Anwendung des Formols in der topographischen Anatomie." *Anat. Anz.* 11: 417 - 420.

Gerota, D. (1896b). "Zur Technik der Lymphgefäßinjection. Eine neue Injectionsmasse für Lymphgefäße. Polychrome Injection." *Anat Anz* 12(3): 216 - 224.

Gesellschaft Deutscher Naturforscher und Ärzte (1886). "Tageblatt der Versammlung Deutscher Naturforscher und Ärzte." 59.

Gest, T. and D. Mueller (2012). Neutralization of formaldehyde with monoethanolamine: method and a survey of neutralization in the U.S. 29th annual meeting: american association of clinical anatomists Grenada, West Indies hosted by: Department of anatomical sciences St. George's University: 116.

Geymayer, P. and T. Gütebier (1979). "Polyethylenglycole ihre Chemie und Anwendung in der Präparationstechnik." *Der Präparator* 25(2): 65 - 70.

Giesel, R. (1983). "Gedanken zur Geschichte der Einbalsamierung." *Der Präparator* 29(3): 139 - 141.

Ginner, N. (2011). *Histologischer Vergleich von Gewebeproben langjähriger Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate sowie deren Trockenpräparate zur Überprüfung des Erhalts feingeweblicher Strukturen*. Wien, Universität Wien: 207.

- Glauser, P. W., D. Borer, et al. (1996). "Methode zur Formaldehyd-Gasfixation der Lunge." *Der Präparator* 42(1): 17 - 23.
- Goyri-O'Neill, J., D. Pais, et al. (2013). "Improvement of the embalming perfusion method." *Acta Med Port* 26(3): 188 - 194.
- Gräfe, M. (1984). "Frühe Präparation - ihre Hintergründe und Techniken." *Der Präparator* 30(1): 233 - 237.
- Granger, N. A. (2004). "Dissection Laboratory Is Vital to Medical Gross Anatomy Education." *The anat. Rec.* 281B: 6 - 8.
- Grawitz (1886). "Demonstration von pathologisch-anatomischen Präparaten, die mit Erhaltung ihrer Farbe konserviert sind." *Tgbl. d. 59. Vers. deutsch. Naturfr. u. Aerzte*: 378. aus Steinmann (1972)
- Grebenstein, M. and F.-J. Holle (1989). "Die diagnostische Bedeutung der Speicheldrüsenuntersuchungen im Obduktionsgut." *Der Präparator* 35(4): 177 - 182.
- Gressner, A. M. and T. Arndt (2006). *Springer Lexikon Klinische Chemie: Medizinische Labordiagnostik von A bis Z*, Springer-Verlag: 1226.
- Grondin, G., R. W. Henry, et al. (1997). "Reclamation of Acetone in Plastination Laboratories: A Simple and Inexpensive Method; Abstract" *Cells Tissues Organs* 158(1): 26 - 29.
- Grondin, G. G. and S. Bérubé (1992). "A simple and inexpensive method for recycling used acetone in plastination laboratories." *J Int Soc Plastination* 6: 17 - 19.
- Grönroos, H. (1898/99). "Zusammenstellung der üblichen Konservierungsmethoden für Präpariersaalzwecke " *Anat. Anz.* 15: 61 - 84
- Grundmann, E. (2000). *Einführung in die Allgemeine Pathologie*, Urban & Fischer in Elsevier: 5 - 6
- Guttmann, G. D., R. L. Drake, et al. (2004). "To What Extent Is Cadaver Dissection Necessary to Learn Medical Gross Anatomy? A Debate Forum." *The anat. Rec.* 281B: 2 - 3.
- Gyermek, L. (1918). "Zum Färben makroskopischer Präparate." *Z. Wiss. Mikrosk. Mikrosk. Tech.* 35: 45 - 49.
- Hädrich, J. (2009). *Unsterblichkeitstechniken: zur Kulturgeschichte einer Faszination* 15. Die Bewahrung des Körpers, book-on-demand: 336 - 342
- Hahm, H. (1971). "Einbettung von Zyste, Embryonen in Fruchtblasen als Feuchtpräparate in "Schwerigal"." *Der Präparator* 17(3 / 4): 133 - 138.
- Hamdi, H. (1924). "Neue Konservierungsflüssigkeit." *Münch. med. Wochenschr.* 46: aus Ginner (2011).
- Hamilton, J. J. (1977). "A Technique for the Dry Preservation of Functioning Orthopaedic Specimens." *Anat. Rec.* 189(2): 201 - 210.

- Hammer, N., S. Loeffler, et al. (2012). "Ethanol-glycerin fixation with thymol conservation: A potential alternative to formaldehyde and phenol embalming." *Anat Sci Educ* 5(4): 225 - 233
- Hammer, N., S. Löffler, et al. (2011). "Correspondence Substitution of Formaldehyde in Cross Anatomy Is Possible." *Journal of the National Cancer Institute* 103(7): 610 - 611.
- Hampe, B. (2008). *Embryologie und Geometrie*:19
- Hancke, G. (1978). "Eine kombinierte Gel-Flüssigkeitsmethode für den montagefreien Einschluß anatomischer und biologischer Objekte." *Der Präparator* 24(3): 260 - 261.
- Hancke, G. (1981). "Humananatomische Großpräparate für die präparierkursbegleitende Demonstration." *Der Präparator* 27(3): 101 - 107.
- Haneke, E. (1977). "Arsenverbindungen - eine Gefahr für den biologischen Präparator." *Der Präparator* 23(4): 133 - 137.
- Hankin, M. H. and J. L. Stoller (2009). "A Modified Dissection Method to Preserve Neck Structures." *Anatomical Sciences Education* 2: 186 - 192.
- Harms, H. (1956). "Celodal auf dem 6. Internationalen Anatomen-Kongreß Paris 25. - 30. 7.1955." *Der Präparator* 2(1): 107 - 108.
- Harris, R. H. (1964). "Vacuum Dehydration and Freeze Drying of Entire Biological Specimens." *Annals and Magazine of Natural History* 13. aus Hildebrand (1968)
- Harris, R. H. (1965). "Vakuum- und Gefriertrocknung ganzer biologischer Objekte." *Der Präparator* 11(4): 244 - 252.
- Hartwich, G. and R. Piechocki (1951). "Über die Verwendung des n-Propylalkohols in der mikroskopischen und makroskopischen Technik." *Zoolog. Anz.* 147: 210 - 218. aus Piechocki (1979)
- Hasan, T., H. Ageely, et al. (2010). "The role of traditional dissection in medical education." *Education in Medicine Journal* 2(1): e30 - e34.
- Haug, R. (1955). "Die Paraffin-Plastik." *Der Präparator* 1(3): 47 - 49.
- Hawlik-van de Water, M. (1989). *Der schöne Tod*, Herder. 209
- Heinze, W. (1968). "Neue Methoden zur Herstellung von dauerhaften Anschauungspräparaten." *Anat Anz* 122: 487 - 490, aus Piechocki (1979).
- Henkel, E. (1955). "Meine Erfahrungen bei der Einbettung zoologischer Objekte." *Der Präparator* 1(3): 54 - 56.
- Henry, R. W. (2007a). "Silicone Plastination of Biological Tissue: Cold-temperature Technique North Carolina Technique and Products." *Journal of the International Society for Plastination* 22: 15 - 19.
- Henry, R. W. (2007b). "Silicone Plastination of Biological Tissue: Room-temperature Technique North Carolina Technique and Products." *Journal of the International Society for Plastination* 22: 26 - 30.

- Herr, K. (1986). "Medizinische Präparation vom Ursprung bis zur Neuzeit." *Der Präparator* 32(2): 239 - 244
- Hibben, J. H. (1937). "The preservation of biological specimens by means of transparent plastics." *Science* 86: 247 - 248. aus Patterson (1947)
- Hildebrand, M. (1968). *Anatomical Preparations*, University of California Press: 90
- Holladay, S. D. and B. J. Smith (1990). "An Effective and Simple Technique to Protect and Strengthen Biological Specimens." *BioScience* 40(2): 136 - 137.
- Hollmann, M. (1974). "Einbettungstechnik mit „Schwerigal" nach neuesten Erkenntnissen." *Der Präparator* 20(3/4): 77 - 95.
- Hower, R. (1979). *Freeze-Drying Biological Specimens, A Laboratory Manual*. Washington, D. C., Smithsonian, aus Harris (1965)
- Hyrtl, J. (1860). *Handbuch der praktischen Zergliederungskunst*. Wien.
- Hyrtl, J. (1878). *Lehrbuch der Anatomie des Menschen*. Wien, Wilhelm Braumüller, K.k. Hof- und Universitätsbuchhändler. aus Christ (2007)
- Inke, G. and G. Csanady (1956). "Use of Arbocoll H for the preparation of dry specimens (Preliminary Report)." *Acta Morph.* 7: 237 - 238, aus Piechocki (1979).
- Isensee, E. (1843). *Geschichte der Medicin, Chirurgie, Geburtshülfe, Staatsarzneikunde, Pharmacie u. a. Naturwissenschaften und ihrer Litteratur: Buch 4: Neuere und neueste Geschichte der Heilwissenschaften und ihrer Litteratur (Anatomie, Physiologie, Pathologie, Therapie)*, Nauck & Comp: 253
- Jacobsen, L. (1963). "A modified method for the preparation of the ossified skeleton of mouse fetuses." *Acta. Path. Microbiol. Scan.* 57: 493.
- Janczyk, P., J. Weigner, et al. (2011a). "Nitrite pickling salt as an alternative to formaldehyde for embalming in veterinary anatomy--A study based on histo- and microbiological analyses." *Ann Anat* 193(1): 71 - 75.
- Janczyk, P., J. Weigner, et al. (2011b). "A pilot study on ethanol-polyethylene glycol-formalin fixation of farm animal cadavers." *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 124(5 - 6): 225 - 227.
- Janick, L. M. and R. W. Henry (1995). "Reclamation of acetone by freeze vacuum distillation" *Journal of Plastination* 9(1): 27 - 30.
- Jores, L. (1896). "Die Konservierung anatomischer Präparate in Blutfarbe mittels Formalin." *Zbl. Path. Jena*(7): 134, aus Piechocki (1979), Thiel (1992).
- Jores, L. (1913). "Über eine verbesserte Methode der Konservierung anatomischer Präparate." *Münchn. med. Wschr.*(60): 976, aus Piechocki (1979), Thiel (1992).
- Kadyi, H. (1901). *Das Formaldehyd im anatomischen Institute (der Lemberger Universität)*. *Polnisches Archiv für biologische und medizinische Wissenschaften*. Lomberg. 3: 16, aus Kurz (1978).

- Kaestner, K. (1959). "Über die Anwendung der Paraffinmethode." *Der Präparator* 5(2): 33 - 52.
- Kaiserling, C. (1896). "Über die Conservierung von Sammlungspräparaten mit Erhaltung der natürlichen Farben." *Klin. Wschr.* 33: 775, aus Piechocki (1979), Thiel (1992).
- Kaiserling, C. (1922). "Rückblicke auf Theorie und Praxis der farbigen Konservierung." *Virchows Arch.* 237(3): 467 - 474.
- Kawamata, S. and H. Kodera (2004). "Reduction of formaldehyde concentrations in the air and cadaveric tissues by ammonium carbonate." *Anatomical Science International* 79(3): 152 - 157.
- Kekulé, A. (1867). *Chemie der Benzolderivate oder der aromatischen Substanzen*, Enke: 264
- Kellner, C. E. (1935). "An improved method for making dry preparations of vesicular organs." *Anat. Rec.* 61(3): 367 - 369.
- Kerckaert, I., T. van Hoof, et al. (2008). "Endogent: Centre for Anatomy and Invasive Techniques." *Anatomy* 2: 28 - 33.
- Keßler, R. (1989). "Farberhaltende Fixations- und Konservierungstechnik für Feuchtpräparate." *Der Präparator* 35(4): 161 - 170.
- Khullar, M., S. Sharma, et al. (2012). "Plastination: A brief review on its History, Methods and Applications." *Anatomica Karnataka* 6(2): 41 - 48.
- Kienecker, E.-W. and K. Uhlmann (1989). *Flexible, dauerhaft gemachte nicht konservierte und konservierte biologische Materialien*. A. P. V. W. GmbH. BRD. DE3319564C2 02.03.1989.
- Kienecker, W. and K. Uhlmann (1988). *Method of producing biological specimens* Arthur Pfeiffer Vakuumtechnik, Wetzlar GmbH, Asslar, Fed. Rep. of Germany. 4,784,873.
- Kinnison, T., N. D. Forrest, et al. (2009). "Teaching bovine abdominal anatomy: Use of a haptic simulator." *Anatomical Sciences Education* 2: 280 - 285.
- Kitchell, R. L., J. Turnbull, et al. (1961). "Fiberglass technique for preparation of natural models of the ruminant stomach." *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 138: 329, aus Pond et al. (1992).
- Kleiss, E. (1967). "Zum Problem der natürlichen Mumifikation und Konservierung." *Z. Morph. Anthropol.* 59(2): 204 - 218.
- Klemstein, J. (1981a). "Die Entwässerung voluminöser Organe zur Plastination unter Vermeidung von starken Schrumpfungen." *Der Präparator* 27(4): 169 - 175.
- Klemstein, J. (1981b). "Die vereinfachte Anwendung der Plastination verweslicher biologischer Präparate." *Der Präparator* 27(2): 77 - 82.
- Klotz, C. (2015). "Leichen„plastinate“ unterm Fernsehturm – Die Körperwelten-Ausstellung am Alexanderplatz öffnete ihre Pforten." *KV-Blatt* 4. 29

- Knaf, C. (2008). Die arterielle Versorgung des Ober- und Unterkieferknochens, mikro- und makroskopisch ,Eine experimentelle Studie, Dissertation. Institut für Anatomie. Münster, Westfälische Wilhelms-Universität Münster: 81.
- Knebel, R. (1975). "Einbettung von Gehirnpräparaten in Gießharz." *Der Präparator* 21(1): 2 - 4.
- Knebel, R. and C. Heym (1974). "In Kunstharz eingebettete Gehirnschnittserien als Anschauungsmaterial für Studierende." *Der Präparator* 20(3/4): 96 - 99.
- König, H. E., A. Probst, et al. (2013). "Production of anatomical specimens for teaching practice in veterinary anatomy by means of polyethylene glycol (peg) impregnation. a comparison with the method of plastination." *Chilean J. Agric. Anim. Sci., ex Agro-Ciencia* 29(1): 59 - 64.
- Korf, H. W., H. Wicht, et al. (2008). "The dissection course - necessary and indispensable for teaching anatomy to medical students." *Ann Anat* 190: 16 - 22.
- Koweschnikowa, A. K. and J. A. Klebanowa (1954). "Verfahren zur Anwendung anatomischer Präparate." Moskau, aus Piechocki (1979).
- Kramer, W. and H. J. Klawun (1970). "Die Verwendung von technischem Polyesterharz für die Einbettung anatomischer Präparate " *Anat Anz* 127: 213 - 216, aus Piechocki (1979).
- Krishnamurthy, S. and S. K. Powers (1995). "The use of fabric softener in neurosurgical prosections." *Neurosurgery* 36(2): 420 - 424.
- Krünitz, J. G., F. J. Floerken, et al. (1824). *Oekonomische encyklopädie, oder Allgemeines system der staats- stadt- haus- u. landwirthschaft, in alphabetischer Ordnung* Pauli: 73
- Kubik, S. (1957). "Konservierungsverfahren zur Trockenaufbewahrung makroskopischer Präparate." *Anat Anz* 104: 15 - 17, aus Piechocki (1979).
- Kumar, A. M., R. Murtaugh, et al. (2001). "Client Donation Program for Acquiring Dogs and Cats to Teach Veterinary Gross Anatomy." *JVME* 28(2): 73 - 77.
- Kunz, G. and G. Wilcke (1991). "Untersuchungen zur Konservierung biologischen Materials unter dem Aspekt der Formaldehydreduzierung." *Der Präparator* 37(2): 63 - 74.
- Kurz, H. (1978). "Die Entwicklung moderner Konservierungsmethoden." *Der Präparator* 24(1): 180 - 187.
- Kzirian, N. and M. Bee. "Cadavers: touching lives after death." 2015, from www2.oakland.edu/oujournal/files/19_cadavers.pdf.
- Lanooy, R. (1977). "Einiges über die mechanischen Werte von gefüllten Rütapox-Systemen." *Der Präparator* 23(2): 53 - 61.
- Laskowski, S. (1886). "L'embraumemeent la conservation des sujet et les préparations anatomiques." aus Grönroos (1898); Ruth (1934); Kurz (1978)
- Lataster, L. M. A. and H. van Mameren (1983). "Eine Methode zur Einbettung von Aufhellungspräparaten in Kunstharz." *Der Präparator* 29(4): 165 - 172.

- Latorre, R. M., M. P. Garcia-Sanz, et al. (2007). "How Useful Is Plastination in Learning Anatomy?" *JVME* 34(2): 172 - 176.
- Lautenschlager, E. (1971). "Über die Eignung verschiedener Gießharze für Kunststoffeinschlüsse." *Der Präparator* 17(1/2): 66 - 71.
- Lauth, E. A. (1836). *Neues Handbuch der praktischen Anatomie: oder Beschreibung aller Theile des menschlichen Körpers, mit besonderer Rücksicht auf ihre gegenseitige Lage, nebst der Angabe über die Art, dieselben zu zergliedern und anatomische Präparate zu verfertigen* Rieger. aus Grönroos (1898), Schultka, Göppel (2003)
- Lentsch, K. (1959). "Mitteilungen zur Verwendung von Romhanyi-Lösung." *Der Präparator* 5(1): 10 - 11.
- Levermann, H. (1960). "Schwerigal und seine Bewährung in der Praxis." *Der Präparator* 6(1): 12 - 20.
- Ljetnik, S. (1925). "Eine Variation der Spalteholz'schen Methode (über das Durchsichtigmachen menschlicher Präparate." *Anat Anz* 59: 201 - 202, aus Piechocki (1979).
- Loeschke, H. (1922). *Methoden zur morphologischen Untersuchung der Lunge. Handbuch biologischer Arbeitsmethoden. E. Abderhalden, Urban & Schwarzenberg. 2:* aus Piechocki (1979).
- Loreti, F. (1972). "A method for the dry conservation of anatomical preparations." *Anat Anz* 131(5): 466 - 469, aus Piechocki (1979).
- Lorke, D. (1955). "Prinzipielles zur Wiedergewinnung und Erhaltung der natürlichen Farben in anatomischen Schaupräparaten." *Der Präparator* 1(4): 71 - 74.
- Löscher, W., F. Rupert, et al. (2006). *Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren*, Georg Thieme Verlag: 70
- Lundvall, H. (1927). "Über Skelettfärbung und Aufhellung." *Anat Anz* 40: 639 - 646.
- MacDonald, G. J. and D. B. MacGregor (1997). "Procedures for embalming cadavers for the dissecting laboratory." *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine* 215: 353 - 365.
- Magnus, G. (1913). "Konservierung von Dauerpräparaten in konzentrierter Zuckerlösung." *Berliner Klin. Wschr.* 50(1): 636 - 637, aus Kurz (1978), Piechocki (1979).
- Maier, S. A. (2003). *Entwicklung eines Mini-Gefriertrockners Kontrollierte Herstellung und Charakterisierung von Trägerlyophilisaten zur Anwendung am Auge - Dissertation. Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät. Bonn Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität:* 12 - 13.
- Mathews, K. G., K. Riley, et al. (2010). "Preparation of Canine and Feline Cadavers for Surgical Laboratories BRIEF COMMUNICATION." *Veterinary Surgery* 39(2): 224 - 225
- Matouschek (1915). "Magnus, G., Konservierung von Dauerpräparaten in konzentrierter Zuckerlösung." *Botanisches Centralblatt* 129(1): 248 - 249.

- Matthias, R. (1958). "Über das Wesen der Herstellung der Blutfarben vornehmlich pathologisch-anatomischen und zootomischen Flüssigkeitspräparaten." *Der Präparator*(4): 136 - 140.
- McCuskey, R. S., S. W. Carmichael, et al. (2005). "The Importance of Anatomy in Health Professions Education and the Shortage of Qualified Educators." *Academic Medicine* 80(4): 349 - 351.
- McLachlan, J. C. (2004). "New Path for Teaching Anatomy: Living Anatomy and Medical Imaging vs. Dissection." *The Anatomical Record Part B: The New Anatomist* 281B(1): 4 - 6.
- McLachlan, J. C. and D. Patten (2006). "Anatomy Teaching: Ghosts of the Past, Present and Future." *Medical Education* 40: 243 - 253.
- Meckl, M. (2004). "Ursprünge der Präparationstechniken." *Der Präparator* 50(2): 89 - 93.
- Meinertz, T. and H. Petersen (1960). "Eine Methode zur Herstellung von Trockenpräparaten von Säugetierlungen." *Mikroskopie* 15: 129 - 138, aus Piechocki (1979).
- Meli, B. D. (2013). "Early Modern Experimentation on Live Animals." *Journal of the History of Biology* 46: 199 - 226.
- Melnikow-Raswedenkow, N. (1896). "Ueber das Aufbewahren pathologisch-anatomischer Präparate." *Zbl. Path. Jena* 7: 49 - 50, aus Piechocki (1979).
- Melnikow-Raswedenkow, N. (1897). "Eine neue Conservierungsmethode anatomischer Präparate." *Zieglers Beitr.* 21: 172 - 199, aus Piechocki (1979).
- Meryman, H. T. (1960). "The preparation of biological museum specimens by freeze-drying." *Curator* 3: 5 - 19, aus Harris (1965), Piechocki (1979).
- Messmer, C., R. T. Kellogg, et al. (2010). "A Technique to Perfuse Cadavers That Extends the Useful Life of Fresh Tissues: The Duke Experience." *Anat Sci Educ* 3: 191 - 194.
- Meyers (2010 - 2014). "Meyers Großes Konversationslexikon Wörterbuchnetz." Einbalsamieren. Retrieved 31.03.2014, 2014, aus Meyers Großes Konversations-Lexikon (1908), Band 13. Leipzig S. 793-794. from <http://woerterbuchnetz.de/Meyers/?lemma=einbalsamieren>; <http://woerterbuchnetz.de/Meyers/?sigle=Meyers&mode=Vernetzung&lemid=IM05868#XIM05868>
- Mittleman, M. B. (1940). "Paraffin infiltration of museum specimens by the dioxan method." *Mus. news* 18(11): 8, aus Piechocki (1979).
- Mörke, K. D. (1988). *Geschichte der Tübinger Anatomie*, Franz Steiner Verlag.
- Morton, W. E. (1990). "Occupational phenoxyethanol neurotoxicity: A report of three cases." *J Occup Med* 32(1): 42 - 45.
- Moxham, B. J. and S. A. Moxham (2007). "The relationships between attitudes, course aims and teaching methods for the teaching of Gross Anatomy in the Medical Curriculum." *Eur J Anat* 11(Supplement 1): 19 - 30.

- Murakami, T. and M. Yasuda (2010). "The Potential of Paraffinization Technique for Preserving Dry Biological Specimens." *Bulletin of the Faculty of Agriculture, University of Miyazaki* 56: 133 - 136.
- Myers, R. L. (2007). *The 100 Most Important Chemical Compounds: A Reference Guide, ABC-CLIO*: 214
- Neumann, M. C. (1974). "Untersuchungen über die Anwendungsmöglichkeit von "Merfen" als Konservierungsmittel Anatomischer Präparate." *Der Präparator* 20(1 / 2): 30 - 35.
- Neumayer, L. (1906). "Eine Modifikation der Härtung mit Formaldehyd unter Beseitigung des Geruches desselben." *Anat. Anz.* 29: 378 - 379.
- Noller, C. R. (2013). *Lehrbuch der Organischen Chemie, Springer-Verlag*: 230
- Notermans, H.-P. (1973). "Montage und Einbettung von Korrosionspräparaten." *Der Präparator* 19(3/4): 87 - 98.
- Nurunnabi, A. S. M., S. Ara, et al. (2011). "Ethics in dissection of cadaver in teaching and learning of anatomy." *Bangladesh Journal of Bioethics* 2(3): 10 - 15.
- O'Sullivan, E. and B. S. Mitchell (1993). "An improved composition for embalming fluid to preserve cadavers for anatomy teaching in the United Kingdom." *J. Anat.* 182: 295 - 297
- O'Sullivan, E. and B. S. Mitchell (1995). "Plastination for gross anatomy teaching using low cost equipment." *Surg Radiol Anat* 17: 277 - 281.
- Oberer, C. (2001). "Die Entwicklung eines neuen Präparateglases." *Der Präparator* 47(2): 79 - 83.
- Oberholzer, M. J. (2001). *Pathologie verstehen - Molekulare Grundlagen der allgemeinen Pathologie. Stuttgart, Thieme Verlag*: 20
- Obersteiner, H. (1912). *Anleitung beim Studium des Baues der nervösen Centralorgane im gesunden und kranken Zustande. Leipzig, Deuticke*: 44
- Ocello, P. J. (1995). *Method for Preservation of biological Tissue, Board of Trustees Operating Michigan State University, East Lansing, Mich.*
- Oehler, J. (2010). *Der Mensch - Evolution, Natur und Kultur, Gabler Wissenschaftsverlage*: 306 - 308
- Older, J. (2004). "Anatomy: a must for teaching the next generation." *Surgeon* 2(2): 79 - 90, Abstract.
- Olry, R. and K. Motomiya (1997). "Paolo Mascagni, Ernest Alexandra Lauth and Marie Philibert Constant Sappey on the Dissection and Injection of the Lymphatics." *J Int Soc Plastination* 12(2): 4 - 7.
- Owen, G. and H. F. Steedman (1956). "Preservation of Animal Tissues, with a Note on Staining Solutions." *Journal of Microscopical Science* 97(3): 319 - 321.

- Pakulski, G. T. (2010). "Body of research: Cadavers become teachers in medical school classrooms." 2015, from http://www.toledoblade.com/image/2010/09/19/300x_b1_a4-3_cCM_z/Body-of-research-Cadavers-become-teachers-in-medical-school-classrooms.jpg.
- Pashaei, S. (2010). " A brief review on the history, methods and applications of plastination." *Int. J. Morphol.* 28(4): 1075 - 1079.
- Pátek, P. (2010). Die Entwicklung der Anatomie in Düsseldorf Von der Akademie für praktische Medizin zur Universität Düsseldorf. Der Medizinischen Fakultät der Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf, Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf: 222.
- Patel, K. M. and B. J. Moxham (2006). "Attitudes of professional anatomists to curricular change." *Clin Anat* 19(2): 132 - 141, Abstract.
- Patel, K. M. and B. J. Moxham (2008). "The relationships between learning outcomes and methods of teaching anatomy as perceived by professional anatomists." *Clin Anat* 21: 182 - 189. Abstract
- Patterson, R. C. (1947). "The use of unsaturated polyester resins for embedding biological material." *Anat. Rec.* 98(1): 87 - 92.
- Paulli, S. (1909). "Formolinjektionen zur Demonstration des Situs viscerum bei Haussäugetieren." *Anat Anz* 34: 369 - 375.
- Pertzborn, W. (1969). "Erhaltung der Naturfarbe anatomischer Präparate beim Einbetten in Kunstharz." *Der Präparator* 15(1/2): 47 - 50.
- Peters, E. (1965). "Eine verbilligte, farberhaltene Konservierungs-Methode für anatomisches Präparationsmaterial zu Lehr- und Übungszwecken." *Der Präparator* 2(2): 117 - 119.
- Peters, W. (1956a). "Zur Technik der Dauerkonservierung von Präparaten mittels Celodal." *Der Präparator* 2(3): 138 - 141.
- Peters, W. (1956b). "Die Erhaltung der natürlichen Farben bei der Einbettung pathologisch-anatomischer Präparate in Celodal." *Der Präparator* 2(4): 165 - 169.
- Peters, W. (1959). "Die Herrichtung von unansehnlich gewordenen oder nicht gut gelungenen Celodalpräparaten." *Der Präparator* 5(3): 83 - 86.
- Peters, W. (1961). "Methoden zur Herstellung von Aufhellungsverfahren." *Zoolog. Anz.* 167: 233 - 240, aus Peters W. (1980).
- Peters, W. (1980). "Zur Herstellung von Aufhellungspräparaten." *Der Präparator* 26(4): 313 - 314.
- Physiologische Gesellschaft zu Berlin (1880). *Archiv für Physiologie: Physiologische Abteilung des Archives für Anatomie und Physiologie*, Veit & Comp. 4: 155.
- Pick, L. (1900). "Über die Methoden, anatomische Präparate naturgetreu zu konservieren." *Klin. Wschr.* 37: 906 - 910, 935 - 940, aus Putz et al. (1974).
- Piechocki, R. (1979). *Makroskopische Präparationstechnik Teil I Wirbeltiere*. Stuttgart, New York, Gustav Fischer Verlag.

- Pieper, K.-S. and U. Naumann (1968). "Eine Methode zur spannungsfreien Aushärtung des Polyesters GP Schkopau im Hinblick auf seine Verwendung zur Einbettung anatomischer Feuchtpräparate." *Z. med. Labortechn.* 9: 43 - 48, aus Piechocki (1979).
- Pikal, M. J., S. Shah, et al. (1983). "Physical Chemistry of Freeze-Drying: Measurement of Sublimation Rates for Frozen Aqueous Solutions by a Microbalance Technique." *Journal of Pharmaceutical Science* 72(6): 635 - 650.
- Pilarski, W., S. Serwatka, et al. (1967). "New Attempts at Fixing Anatomical Material of Large Mammals." *Acta Theriologica* 12(31): 453 - 458.
- Pond, K. R., S. D. Holladay, et al. (1992). "Technical note: preservation of tissues and gastrointestinal tract portions by plastic coating or plastination." *J. Anim. Sci.* 70: 1011 - 1014.
- Prakash, L. V. Prabhu, et al. (2007). "Cadavers as teachers in medical education: knowledge is the ultimate gift of body donors." *Singapore Med J* 48(3): 186 - 190.
- Prakash, L. V. Prabhu, et al. (2006). "Donation of bodies for cadaveric dissection in medical colleges." *JPAFMAT* 6: 17 - 19.
- Prescher, A. (1986). "Eine weitere Methode zur farberhaltenden Organkonservierung." *Der Präparator* 32(4): 361 - 364.
- Puckett, W. O. (1940). "Ethyl methacrylate as a mounting medium for embryological specimens." *Science* 91(2374): 625 - 626.
- Puckett, W. O. (1941). "The methacrylate plastics as mounting media for biological materials." *Anat. Rec.* 80: 453 - 463.
- Putz, R., S. Poisel, et al. (1974). "Probleme mit Konservierungsflüssigkeiten im anatomischen Präpariersaalbetrieb (1. Mitteilung)." *Acta Anat* 90: 394 - 402.
- Racek, M. (1974). "Weitere Vereinfachung der Paraffinierungsmethode durch Verwendung von Polyäthylenglycol." *Der Präparator* 20(1/2): 48 - 50.
- Rack, E. (1951). "Die Paraffinmethode für anatomische Sammlungspräparate." *Anat. Anz.* 98: 131 - 137, aus Piechocki (1979).
- Radestock, G. (1960). "Das Piacryl SH als kalthärtende Injektionsmasse für die kurzfristige Herstellung von Korrosionspräparaten." *Zbl. allg. Path.* 101: 387 - 399, aus Piechocki (1979).
- Ramsay, A. J. and M. N. Bates (1949). "A method for preparing anatomic material for storage in American Association of Anatomists. Sixty-second annual session." *Anat Rec* 103(3): 583.
- Raoof, A., R. W. Henry, et al. (2007a). "Silicone Plastination of Biological Tissue Room-temperature Technique Dow/Corcoran Technique and Products." *Journal of the International Society for Plastination* 22: 21 - 25.
- Raoof, A., H. Zhao, et al. (2007b). Room Temperature Plastination. 9th international interim conference on plastination, Ann Arbor, Michigan
- Ravi, S. B. and V. M. Bhat (2011). "Plastination: A novel, innovative teaching adjunct in oral pathology." *J Oral Maxillofac Pathol* 15(2): 133 - 137.

- Reagan, F. P. (1926). A useful modification of a clearing fluid formulated by Spalteholz. Univ. of California Publ. in Zool. 357 - 360, aus Piechocki (1979)
- Reed, R. B. and R. J. Whaley (2008). "Acetone Discoloration of Epoxy Reaction-Mixture." Journal of the International Society for Plastination 23: 5 - 9.
- Reich, E. (1860). Die Nahrungs- und Genussmittelkunde - historisch, naturwissenschaftlich und hygienisch. Göttingen, Vandenhoeck & Ruprecht's Verlag: 166
- Reichert, R. (1955). "Tierpräparation gestern und heute - von der Mumie zur Dermoplastik." Der Präparator 1(4): 65 - 71.
- Reina-de la Torre, F., A. Rodríguez-Baeza, et al. (2004). "Setting up a plastination laboratory at the Faculty of Medicine of the Autonomous University of Barcelona." Eur J Anat 8(1): 1 - 6.
- Renner, V. (1975). "Eine Methode zur Paraffinierung mit einfachen Mitteln." Der Präparator 21(2): 45.
- Richins, C. A., E. C. Roberts, et al. (1963). "Improved Fluids for Anatomical Embalming and Storage." Anat. Rec. 146: 241 - 243.
- Riederer, B. M. (2012). "Proceedings of the Anatomical Society Plastination and its importance in teaching anatomy: critical points for long-term preservation of human tissue." Journal of Anatomy 221: 76.
- Riepertinger, A. (1989). "Plastination des zentralen Nervensystems." Der Präparator 35(4): 147 - 159.
- Ritsert, E. (1887). "Mittheilung über eine neue Einbettungsmasse." Archiv der Pharmacie 225(23): 1055; aus Anonymus (1888) Neue Einbettungsmasse für anatomische Präparate.
- Rizzolo, L. J. (2002). "Human Dissection: An Approach to Interweaving the Traditional and Humanistic Goals of Medical Education." The anat. Rec. 269: 242 - 248.
- Rizzolo, L. J. and W. B. Stewart (2006). "Should We Continue Teaching Anatomy by Dissection When . . .?" The anat. Rec. 286B: 215 - 218.
- Robertson, G. G. and S. L. Moran (1953). "Plastic embedding of cleared human fetuses." Laboratory investigation; a journal of technical methods and pathology 2(3): 245 - 249, aus Piechocki (1979).
- Romaniak, T. H. (1946). "The use of unsaturated polyester resins for embedding biological materials." Science 104: 601 - 602.
- Romeis, B. (1968). Mikroskopische Technik. München / Wien, Oldenburg.
- Römer, J. J. (1797). Anleitung alle Arten natürlicher Körper, als: Säugthiere, Vögel, Amphibien, Fische, Pflanzen u. s. w. zu sammeln und aufzubewahren. Nebst einer Anweisung, wie Insekten in ihren verschiedenen Verwandlungsepochen zu behandeln sind. . Zürich, Orell, Geßner, Füßli und Comp. <https://archive.org/details/anleitungallear00compgoog>
- Romhanyi, G. (1941). "Neufärbung verblaßter anatomischer Präparate." Dtsch. med. Wschr.(67): 1194, aus Piechocki (1979).

- Romhanyi, G. (1956). "Einfaches Verfahren zur Konservierung in natürlichen Farben." *Virchows Arch.* 328(5): 573 - 575.
- Rosenbauer, K. A. (1957). "Die Technik der Einbettung biologischer Objekte in Kunststoff." *Anat Anz* 104: 360 - 366, aus Piechocki (1979).
- Rosenberg, H. and W. Fitch (1998). "How to reduce the level of formaldehyde in the zoology lab." *Mini Workshops* 19: 357 - 360.
- Roseth, C. and A. Henrion (2014). "Cadavers beat computers for learning anatomy." 2015, from <http://msutoday.msu.edu/news/2014/cadavers-beat-computers-for-learning-anatomy/>.
- Roulet, F. (1948). *Methoden der pathologischen Histologie*. Wien, Springer Verlag.
- Rumph, P. F. and J. C. Williams (1988). "Efficiency of Phenoxyethanol at Removing Formaldehyde from Immersion Fixed Muscle Tissue." *Anatomia, Histologia, Embryologia* 17(3): 226 - 231.
- Ruth, E. B. (1934). "A method for preparing frozen sections of infant cadaver." *Anat Rec* 58: 241 - 244, aus Piechocki (1979).
- Sablik, K. (2010). *Julius Tandler - Mediziner und Sozialreformer*. Frankfurt am Main, Peter Lang, Internat. Verl. der Wissenschaften: 57 - 58
- Saeed, M., A. A. Rufai, et al. (2001). "Mummification to plastination." *Saudi Med J* 22(11): 956 - 959.
- Sampaio, F. J. B. (1989). *Estudo do Crescimento do Rim Humano Durante o Período Fetal (Study of the growth of the human kidney during the fetal period)*. Doctoral Thesis in Morphology, Escola Paulista de Medicina. Sao Paulo, Brazil: aus da Silva et al. (2004).
- Sanan, A., K. M. A. Aziz, et al. (1999). "Colored Silicone Injection for Use in Neurosurgical Dissections: Anatomic Technical Note." *Neurosurgery* 45(5): 1267.
- Saunders, R. L. d. C. H. (1953). "Preservation of cadavera by plasticization." *Anat Rec* 115(1): 43 - 51.
- Saxena, V., P. Natarajan, et al. (2008). "Effect of the use of instructional anatomy videos on student performance." *Anat Sci Educ* 1: 159 - 165. Abstract
- Schallenberg, E. (1972). "Trockenpräparate von ganzen Lungen." *Der Präparator* 18(3/4): 67 - 71.
- Schiefferdecker, P. (1882). "Ueber eine neue Injectionsmasse zur Conservierung der Leichen für den Präpariersaal." 197 - 198. aus Grönroos (1898)
- Schiefferdecker, P. (1897). *Verwendung von Chinosol zur Conservierung der Leichen auf dem Secirsaale. Sitzungsberichte der Niederrheinischen Gesellschaft für Natur- und Heilkunde, Bonn.* aus Unknown (1899)
- Schmidt, P. (1983). *Eine modifizierte Romhanyi-Lösung zur Farberhaltung in Flüssigpräparaten. Neue Museumskde. (Berlin)* 26. aus Keßler (1989)

- Schmidt, W. (1988). "Die Polyethylenglykol-Konservierung (PEG-Verfahren) in der rechtsmedizinischen Praxis." *Der Präparator* 34(3): 317 - 322.
- Schmitt, J., B. Klosterhalfen, et al. (1988). "Herstellung eines Milzgefäßausguß-Demonstrationspräparates mit Technovit-7143 und Schwerigal." *Der Präparator* 34(4): 363 - 365.
- Schott, H. (1993). *Die Chronik der Medizin*, Harenberg: 16, 188
- Schreiber, H.-P. (1988). "Vakuum-Gefriertrocknung als präparatorische Methode - ein Erfahrungsbericht." *Der Präparator* 34(2): 261 - 265.
- Schroll, F. (1960). "Gefäßinjektionen und Aufhellungsmethoden für die präparative Darstellung von großen Organen und Gesamtobjekten Teil I." *Der Präparator* 5(3): 95 - 104
- Schultka, R. and L. Göppel (2003). *Präparationstechniken und Präparate im 18. und frühen 19. Jahrhundert. Anatomie. Sektionen einer medizinischen Wissenschaft im 18. Jahrhundert.* J. Helm and K. Stukenbrock. Stuttgart, Franz Steiner Verlag: 49 - 82.
- Schultz, A. (1929). "Ein neues Verfahren der farberhaltenden Konservierung unter Verwendung von Leuchtgas." *Münchn. med. Wschr.* 76: 83, aus Matthias (1958)
- Schultz, E. (1962). "Mitteilung über die Konservierungslösung für anatomisches Präpariermaterial." *Z. med. Labortechn.* 3: 329 - 332.
- Schwarz, S. (1999/2000). *Die anatomische Privatsammlung der Anatomenfamilie Meckel unter besonderer Berücksichtigung ihres präparationstechnischen Profils.* Rat der Medizinischen Fakultät Halle-Wittenberg, Martin-Luther-Universität: 135.
- Schwerin, F. (1958). "A new imbedding substance for macroscopic (anatomical, pathological-anatomical and zoological) preparations in natural colors / Eine neue Einbettungsmasse für makroskopische (anatomische, pathologisch-anatomische und zoologische) Präparate in natürlichen Farben." *Zentralblatt für allgemeine Pathologie und pathologische Anatomie* 98: 589 - 599, aus Piechocki (1979).
- Schwerin, S. (1968). "Die Schwerigal-Einbettung. Eine halb feste Einschlussmasse zur farberhaltenden Konservierung makroskopischer Präparate." *Mikrokosmos* 57: 114 - 116, aus Piechocki (1979).
- Sefelin, S., I. Kovascay, et al. (1981). "Einbettung anatomischer Präparate ohne Entwässerung." *Der Präparator* 27(3): 97 - 99.
- Seifert, O. (1957). "Einbettung anatomischer Präparate in Celodal, Betrachtungen und Erfahrungen." *Der Präparator* 3(2): 47 - 48.
- Selzle, H. (1956). "Die Technik der Polyesterharzeinbettung." *Der Präparator* 2(1): 98 - 10
- Semper, C. (1882). "Bemerkungen zu Herrn Dr. Riehm's Notiz "Eine neue Methode der Trockenpräparation". *Zoolog. Anz.* 5: 144 - 146.
- Shaffer, K. and J. E. Small (2004). "Blended learning in medical education: use of an integrated approach with web-based small group modules and didactic instruction for teaching radiologic anatomy." *Acad Radiol* 11(9): 1059 - 1070. Abstract

- Sills, B. (1952). "Use of the polyethylene glycols in dry preservation of anatomic and pathologic specimens." *Labor. Invest.* 1: 378 - 381, aus Piechocki (1979).
- Sills, B. and S. Couzyn (1958). "Dry Preservation of Biological Specimen by Plastic Infiltration." *Curator* 1(4): 72 - 75, aus Piechocki (1979).
- Silva, N. A., A. P. O. Galvão, et al. (2011). "Comparative study between two techniques using a glycerin in the conservation of central nervous system." *J. Morphol. Sci.* 28(4): 280 – 282
- Silva, R. M. G., J. M. Matera, et al. (2007). "New Alternative Methods to Teach Surgical Techniques for Veterinary Medicine Students despite the Absence of Living Animals. Is that an Academic Paradox?" *Anat. Histol. Embryol.* 36: 220 - 224.
- Simons, H. G. (2010). "33. Morphologie Histologie Tage 15 und 16.10.2010 Kassel-Wilhelmshöhe." from http://www.dvta.de/media/termine/morphologie-histologie-tage/simons_tipps_tricks.pdf.
- Sommer, K. (1983). *Wissensspeicher Chemie*. GDR, Volk und Wissen Volkseigener Verlag Berlin. 194 - 196
- Spalteholz, W. (1911/14). *Über das Durchsichtigmachen von menschlichen und tierischen Präparaten und seine theoretischen Bedingungen. Nebst Anhang: Über Knochenfärbung* Leipzig, Hirzel. 93, aus Lundvall (1927), Piechocki (1979), Peters W. (1980)
- Spence, T. F. (1967). *Teaching and display techniques in anatomy and zoology*.
- Srisuwatanasagul, K., S. Srisuwatanasagul, et al. (2010). "Comparative Study between Using Acetone and Absolute Alcohol for Dehydration in Plastination Procedure " *Thai journal of veterinary medicine* 40(4): 437 - 440
- Steinicke, E. (1967). "Vakuumtechnik in der makroskopischen Paraffinpräparation nach einem Verfahren von Gellert." *Der Präparator* 13(2): 171 - 176.
- Steinicke, E. (1970). "Optimale Entwässerungszeiten für die Herstellung von Paraffinpräparaten aus vorfixiertem menschlichem Leichenmaterial." *Der Präparator* 16(1/2): 59 - 65.
- Steinke, H. (2005). *Die Dünnschnittplastination*, Universität Witten/Herdecke.
- Steinke, H., S. Rabi, et al. (2008). "Light-weight platination." *Ann Anat* 190: 428 - 431.
- Steinke, H. and K. Spaniel-Borowski (2006). "Coloured Plastinates." *Ann Anat* 188: 177 - 182.
- Steinke, H. and M. Thomas (2002). "Plastination: Korrelation von anatomischem Präparat und Magnetresonanztomographie." *Klinische Sportmedizin* 3(3): 41 - 46.
- Steinmann, W. (1969). "Grundzüge der Konservierung und Erhaltung organischer Objekte." *Der Präparator*(1/2): 37 - 41.
- Steinmann, W. (1971). "Über die Injektion der Blut- und Lymphgefäße sowie über die Herstellung von Korossionspräparaten." *Der Präparator* 17(1/2): 3 - 30.
- Steinmann, W. (1972). "Über die Fixierung und Konservierung in Flüssigkeit." *Der Präparator* 1 / 2: 3 - 17.

- Steinmann, W., R. Ebeling, et al. (1975). "Die Konservierung medizinischer und zoologischer Präparate in Phenoxetol." *Der Präparator* 21(1): 8 - 11.
- Steinmann, W. and J. Frewein (1982). "Die Darstellung von Lymphgefäßen und Lymphkapillaren mittels Korrosion am Ganzpräparat des Stierhodens." *Der Präparator* 28(4): 355 - 359.
- Steinmann, W. F. (1982). *Makroskopische Präparationsmethoden in der Medizin*. New York, Thieme Verlag Stuttgart. 171 - 247
- Stoll, K.-D. (1972). "Neue Methode der Kontrastverbesserung bei Einbettung dicker Hirnschnitte in Kunstharz." *Der Präparator* 18(3/4): 72 - 79.
- Strumia, M. M. and J. I. Hershey (1944). "A new method for preservation of human and animal tissues by the use of a transparent plastic." *Science* 99(2562): 105 - 106.
- Suganthi, J. and D. Vinod Francis (2012). "Plastination using standard S10 Technique-our experience in Christioan Medical College, Vellore." *J. Anat. Soc. India* 61(1): 44 - 47.
- Tandler, J. (1925/26). "Ueber die Konservierung anatomischer Präparate in Zucker." *Anat. Anz.* 60: 62 - 63, aus Piechocki (1979).
- Thiel, W. (1992). "Die Konservierung ganzer Leichen in natürlichen Farben." *Ann Anat* 174: 185 - 195.
- Thiel, W. (2002). "Ergänzung für die Konservierung ganzer Leichen nach W. Thiel." *Ann Anat* 184: 267 - 269.
- Tolhurst, D. E. and J. Hart (1990). "Cadaver preservation and dissection." *Eur J Plast Surg* 13: 75 - 78.
- Tompsett, D. H. (1956). *Anatomical techniques*: aus Bugge (1963).
- Torres, J. R. P. (2004). "Conservação de peças anatômicas em glicerina." aus Silva et al. (2011)
- Treffeisen, G. and R. Putz (1988). "Recycling von Konservierungsflüssigkeiten in anatomischen Instituten." *Der Präparator* 34(4): 343 - 346.
- Tschakert, F. (1958a). "Das Einbetten in Polyesterharze." *Der Präparator* 4(3): 166 - 169.
- Tschakert, F. (1958b). "Gesundheitsschäden und Gesundheitsschutz beim Arbeiten mit Polyesterharzen, Reagenzien und Lösungsmitteln." *Der Präparator* 4(4): 202 - 204.
- Tschernezky, W. (1984). "Restoration of the softness and flexibility of the cadavers preserved in formalin." *Acta Anat (Basel)* 118: 159 - 163, aus Thiel (1992).
- Tutsch, H. (1975). "Eine geruchsfreie, gut konservierende Injektionslösung für Kursleichen." *Anat. Anz.* 138: 126 - 128, aus Piechocki (1979).
- Tutsch, H., G. Stahl, et al. (1971). "Zur Aufbewahrung anatomischer Präparierobjekte." *Der Präparator* 17(3/4): 89 - 95.
- Uhlmann, K. (1991). "Die Konservierung anatomischer Studienpräparate mit Polyethylenglykol 400. Langzeiterfahrungen und Vorstellung eines neuen, vereinfachten Verfahrens zur

forcierten PEG-Imprägnation durch Luftentfeuchtung bei Normaldruck." Der Präparator 37(1): 19 - 22.

Unger, S., M. Blauth, et al. (2010). "Effects of three different preservation methods on the mechanical properties of human and bovine cortical bone." Bone 47: 1048 - 1053.

Unknown (1899). "Chinosol zur Conservirung der Leichen." Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift: 572.

Updike, S. J. and S. D. Holladay (1986). "Preparation of flexible models of hollow gastrointestinal organs." Anat Rec 216(2): 207 - 210.

v. Lenhossek, M. (1887). "Celloidinbehandlung des Gehirns zur Herstellung von Demonstrationspräparaten " Anat Anz 2: 77 - 79.

Vagas, E. and G. Csanady (1958). "Eine neue Methode zur Herstellung durchsichtiger anatomischer Präparate." Mikrosk. 13: 113 - 114, aus Piechocki (1979).

van der Eerden, W. J. and C. J. van Nie (1981). "A method to eliminate free formalin from embalmed human bodies." Acta Morphol Neerl Scand. 19(4): 307 - 309, aus Kawamata, Koderä (2004).

van der Valk, J., D. Dewhurst, et al. (1999). "Alternatives to the Use of Animals in Higher Education." ATLA 27: 39 - 52.

van Toor, I., V. Verplancke, et al. (2007). "Zinc Chloride Embalming in Antwerp, Abstract." The FASEB journal 21(lb3). Abstract

van Toor, I., V. Verplancke, et al. (2006). "Zinc Chloride Embalming Technique and Silicone Plastination." The FASEB journal 20(5): A885 - A886. Abstract

Virchow, R. L. K. (1897). Archiv für pathologische Anatomie und Physiologie und für klinische Medizin, Springer: 393

von den Driesch, A. and J. Peters (2003). Geschichte der Tiermedizin - 5000 Jahre Tierheilkunde, Schattauer Verlag Stuttgart.

von Hagens, G. (1977). Patentschrift 27 0 147. Erfinder: Gunther von Hagens. M. Deutsches Bundespatentamt: aus Steinke (2005).

von Hagens, G. (1979a). "Plastination mit emulgierenden Kunststoffen, Emulsifying resins for plastination." Der Präparator 25(2): 43 - 50.

von Hagens, G. (1979b). "Impregnation of soft biological specimens with thermosetting resins and elastomers." Anat Rec 194(2): 247 - 255.

von Hagens, G. (1990). Principles of the P35-technique. 5th Int Conf of Plastination, Heidelberg.

von Hagens, G. and e. al. "Kunststoffe in der Übersicht." Retrieved 14.02.2013 / 29.03.2014, 2014, from http://www.biodur.de/de/produkte/kunststoffe_chemikalien/uebersicht.html.

- von Hagens, G. and R. Knebel (1978). "Kunststoffimprägnierung für Totalpräparate und histologische Großpräparate (Demonstration)." *Verh Anat Ges* 72: 419 - 421, aus Steinke (2005).
- von Hagens, G., K. Tiedemann, et al. (1987). "The current potential of plastination." *Anat Embryol (Berl)* 175(4): 411 - 421, aus Steinke (2005).
- von Horst, C. "HC Biovision Plastination-Anatomie- Einbettung." 2014, from <http://www.plastinate.com/leistungen.htm>.
- Voss, H. (1939). "Trockenpräparate aus makroskopisch-anatomischer Präparationstechnik." *Rundschreiben für Präparatoren und Gehilfen an anatomischen, pathologischen, gerichtlich-medizinischen und ähnlichen Instituten* 11: aus Kaestner (1959).
- Wacker, A. (2012). Anatomische Voraussetzungen für pedale Bypass-Revaskularisationen. Institut für Anatomie der Universität Leipzig, Medizinische Fakultät der Universität Leipzig: 110.
- Waller, R. and J. K. Strang (1996). "Physikal chemical properties of preservative Ethanol/Wasser solution." *Collection Forum* 12(2): 70 - 85.
- Weber, G. F. and A. Al-Hayani (2012). "Proceedings of the Anatomical Society DryCon HPCS – a new method for preservation of whole bodies in a closed system without formalin." *Journal of Anatomy* 221: 76.
- Weiglein, A. H. (1993). "Plastinated brain-specimens in the Anatomical Curriculum at Graz University." *J Int Soc Plastination* 7: 3 - 7.
- Weiglein, A. H. and R. W. Henry (1993). "Curing (Hardening, polymerization) of the polymer - Biodur™ S10." *J Int Soc Plastination* 7(1): 32 - 35.
- Wiechers, L. (1969). "'COLODON", eine neuartige Einbettungsmasse zur Herstellung makroskopischer Präparate." *Der Präparator* 15(1/2): 25 - 36.
- Wikipedia. "Wikipedia- Die freie Enzyklopädie." from de.wikipedia.org/.
- Wineski, L. E. and A. W. English (1989). "Phenoxyethanol as a Nontoxic Preservative in the Dissection Laboratory." *Acta Anat* 136(2): 155 - 158. Abstract
- Winkelmann, A. and F. H. Güldner (2004). "Cadavers as teachers: the dissecting room experience in Thailand." *BMJ* 329: 18 - 25.
- Winkelmann, A. (2007). "Anatomical dissection as a teaching method in medical school: a review of the evidence." *Med Educ.* 41: 15 - 22.
- Winkler, B. (2012). Die intraossäre Blutgefäßversorgung der distalen Pferdegliedmaße anhand von Scheibenplastinaten. Institut für Veterinär- Anatomie, - Histologie und - Embryologie. Gießen, Justus- Liebig- Universität Gießen: 177.
- Wissdorf, H. (2002). Praxisorientierte Anatomie und Propädeutik des Pferdes, Schlütersche: 3.
- Wolfe, K. (1956). "Plastic embedded hearts - cleared and corroded specimens " *Arch. Path.* 61: 153, aus Piechocki (1979).

Woodburne, R. T. and C. A. Lawrence (1952). "An improved embalming fluid formula." Anat Rec 114: 507 - 514

Yeh, T.-L. (1993). Method of making animal specimen. US 5192211 A

Yu, S., J. Zhang, et al. (2010). "Abstracts Presented at the Joint Meeting of the American Association of Clinical Anatomists (27th Annual Meeting) and the International Society for Plastination (15th Annual Meeting) in Honolulu, Hawaii, July 20–23, 2010 (pages 1005–1040) / The potential of a plastinated horse for veterinary education " Clin Anat 23(8): 1040

Zabel, G. (1966). "Das Einbetten pathologischer-anatomischer Präparate in Plastogen H." Der Präparator 12(2): 53 - 56.

Zeuske, M. (2007). Kleine Geschichte Kubas, C. H. Beck: 54

Zheng, T., J. Liu, et al. (1998). "Plastination at Room Temperature." J Int Soc Plastination 13(2): 21 - 25.

Zheng, T. Z., X. You, et al. (2000). "The History of Plastination in China." J Int Soc Plastination 15(1): 25 - 29.

Ziebolz, K. (1973). "Einbettung von Knochenpräparaten in Plexit 55." Der Präparator 19(3/4): 99 - 105.

Zumstein (1896). "Ueber Conservirung von Darm und Lungen zu Demonstrationen." Anat Anz 12: 421 - 422.

Zwahr, A. and H. Weck (1986/87). BI Universallexikon A - Z. BI - Universallexikon. L. d. V. B. Institut. Leipzig, Interdruck. 1 - 5.

Onlinemedien und Links zu Sicherheitsdatenblättern und Begriffen

Aceton	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/5025.PDF www.hedinger.de/uploads/media/Aceton_v019.pdf https://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A2300_de_DE.pdf
Acrylharze	http://de.wikipedia.org/wiki/Acrylharz
Alaune	pline.de/pline.b2b-trader.de/images/pPool-5556070010.../101031.pdf www.hedinger.de/uploads/media/Kaliaalaun_v001.pdf www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/P724.PDF https://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A2811_de_DE.pdf www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/3535.PDF sdbl.bkraft.de/01511de.pdf
Alkmaion	http://de.wikipedia.org/wiki/Alkmaion_%28Philosoph%29
Alkydharz	http://de.wikipedia.org/wiki/Alkydharz http://de.wikipedia.org/wiki/Phthals%C3%A4ure
Ameisensäure	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/4742.PDF http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/CP16.PDF https://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A4858_de_DE.pdf
Ammoniak	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/HN66.PDF http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/6774.PDF www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/CP17.PDF www.hedinger.de/uploads/media/Ammoniak_25_v017.pdf www.tega.de/uploads/downloads/sd_nh300.pdf
Ammoniumcarbonat	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/CP98.PDF www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2076 https://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A0799_de_DE.pdf
Ammoniumnitrat	https://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A1355_de_DE.pdf www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/HN28.PDF
Ammoniumhydroxid	www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/CP17.PDF www.hedinger.de/uploads/media/Ammoniak_25_v017.pdf www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=7803
Arsen	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/2491.PDF www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/5103.PDF https://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A2442_de_DE.pdf
Arsen(III)oxid	sdbl.bkraft.de/20454de.pdf www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/5094.PDF
Arthyl	http://www.medi-kauf.de/datenblaetter/hygeco/arthyl_26.pdf
Ascorbinsäure	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/6288.PDF https://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A3604_de_DE.pdf www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2006
Bariumsulfid	http://de.wikipedia.org/wiki/Bariumsulfid
Benzalkoniumchlorid	http://www.applychem.com/fileadmin/datenblaetter/A6919_de_DE.pdf

Benzin	www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=7054 www.hedinger.de/uploads/media/Benzin_80-110_v014.pdf www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/3259.PDF
Benzoessäure	www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2008 www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/P738.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2296_de_DE.pdf www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_200590.pdf
Benzol	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/4898.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A0763_de_DE.pdf
Benzylbenzoat	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/X899.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3655_de_CH.pdf
Borax	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/T880.PDF www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2104 http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2416_de_DE.pdf http://www.carl-jaeger.de/PDF/SD/BORAX.PDF
Borsäure	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/6943.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1097_de_DE.pdf www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2012
Campfer	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/4329.PDF http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/6155.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3503_de_DE.pdf
Celluloid	http://de.wikipedia.org/wiki/Zelluloid
Cellosolve	http://www.carlroth.de/jsp/de-de/sdpdf/5127.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A0413_de_CH.pdf
Celluloseacetat	www.carlroth.com/jsp/de-de/sdpdf/4458.PDF
Chinolin	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4688_de_DE.pdf sdbl.bkraft.de/24880de.pdf
Chinosol	http://www.google.de/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&ved=0CCIQFjAA&url=http%3A%2F%2Fwww.dermapharm.de%2Ftl_files%2Fdp_de%2Fdownloads%2FSicherheitsdatenblatt%2520Chinosol%2520gemaess%2520GHSVerordnung_Version%25203.pdf&ei=WnsQVYXXFpPkao_ZgOAB&usg=AFQjCNFXqIC_4PxIpGqN0MPtQyJH9dGhTw&sig2=O1Yi4BGQPFKqHod_Bu9fcw
Chloralhydrat	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4431_de_LU.pdf http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/K318.PDF www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2180
Chlorkresol	http://www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_101688.pdf www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=4175
Chlorzink	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/T887.PDF www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2732 https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2076_de_DE.pdf
Chloroform	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/AE54.PDF

	www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=7182
Chromsäure	https://webshop.morphisto.de/media/SDB/Sicherheitsdatenblatt_Chromsaeure_%28D%29.pdf www.igefa.de/mediadatenNeu/pdf_dinblaetter/2024789.pdf
Cyanolit	https://www.buerklin.com/datenblaetter/L189500_SD.pdf
Cyclohexanonperoxid	www.svb.de/media/118007/pdf/datasheet_de_2013-03-21.pdf
Dimethylphthalat	www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_409012.pdf
Dimethylsulfoxid	www.carlroth.com/jsp/de-de/sdpdf/A994.PDF
Eisessig	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/HN83.PDF www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=7004
Ethandial	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/HN49.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2169_de_DE.pdf
Ethanol	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/K928.PDF www.der-hedinger.de/fileadmin/.../Ethanol_absolut_vergaellt_v007.pdf www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=7230 http://de.wikipedia.org/wiki/Ethanol#Geschichte
Ether	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/T900.PDF http://www.der-hedinger.de/uploads/tx_t3nav/files/Ether_v011.pdf
Ethylenchlorid	www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/7334.PDF
Ethylenglycol	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/9516.PDF http://www.der-hedinger.de/uploads/tx_t3nav/files/Ethylenglycol_v006.pdf https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1643_de_DE.pdf
Formalin	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/4979.PDF http://www.hedinger.de/uploads/media/Formalin_v018.pdf https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2628_de_CH.pdf
Gefahrensymbole	http://de.wikipedia.org/wiki/Global_harmonisiertes_System_zur_Einstufung_und_Kennzeichnung_von_Chemikalien#.C3.9Cbersicht:_EU-Gefahrensymbole.2C_UN.2FGHS-Gefahrenpiktogramme.2C_UN.2FADR-Gefahrensymbole
Glaubersalz	www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=7807 www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/P032.PDF
Glutaraldehyd	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A0589_de_DE.pdf www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/3778.PDF
Glycerin	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/3783.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2957_de_DE.pdf www.hedinger.de/uploads/media/Glycerol_85__ger__v004.pdf
Hausenblase	http://de.wikipedia.org/wiki/Hausenblase
Hexamethylentetramin(Urotropin)	www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/4484.PDF
Hypalon	http://de.wikipedia.org/wiki/Hypalon
IFA	http://gestis.itrust.de/nxt/gateway.dll/gestis_de/000000.xml?f=templates\$fn=default.htm\$3.0
Isopropylalkohol	http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3267_de_DE.pdf

	http://www.hedinger.de/uploads/media/Isopropanol_v018.pdf
Kaliumacetat	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/T874.PDF
	http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4279_de_DE.pdf
Kaliumbichromat	www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/P744.PDF
	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A0829_de_DE.pdf
Kaliumcarbonat	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/X894.PDF
	http://www.der-hedinger.de/uploads/tx_t3nav/files/2314.pdf
	www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2314
Kaliumchlorid	www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/6781.PDF
	www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2316
Kaliumchromat	www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/HN33.PDF
	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4222_de_DE.pdf
Kaliumhydroxid	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/P747.PDF
	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/7949.PDF
	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3337_de_DE.pdf
Kaliumnitrat	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/8001.PDF
	http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1366_de_DE.pdf
Koloquinte	http://de.wikipedia.org/wiki/Koloquinte
Kreosot	http://www.burmester-pharma.de/deutsch/material_datenblatt/m294d.pdf
Magnesiumchlorid	www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/KK36.PDF
	www.kali-gmbh.com/de/ehs-msds/k0059.ehs
Magnesiumoxid	www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/8280.PDF
	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A6609_de_DE.pdf
Methacrylat	www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/2490.PDF
Methacrylsäure	http://www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_135017.pdf
	www.merckmillipore.com/products/800578?attachments...DE...DE
Methanol	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/CP43.PDF
	http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3493_de_CH.pdf
Methylbenzoat	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/6944.PDF
	www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_300516.pdf
Methylenchlorid	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/7334.PDF
	http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3177_de_DE.pdf
Methylmethacrylat	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/4233.PDF
	www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_409048.pdf
Monoethanolamin	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/4376.PDF
	http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2161_de_LU.pdf
Monostyrol	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/2641.PDF
	www.moellerchemie.com/fileadmin/.../Sicherheitsdatenblatt/Styrol.pdf
	www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_192000.pdf
Morpholin	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A7489_de_DE.pdf
	www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_131505.pdf
Naphthalen	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1547_de_DE.pdf

	www.mbm-lehrmittel.de/downloads/.../N/S34300_Naphthalin.pdf
Natriumbicarbonat	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/HN01.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3590_de_DE.pdf
Natriumcarbonat	http://www.carlroth.ch/jsp/de-ch/sdpdf/P028.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A7146_de_DE.pdf
Natriumchlorid	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/9265.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4857_de_DE.pdf
Natriumdithionit (Natriumhydrosulfit)	http://www.der-hedinger.de/uploads/tx_t3nav/files/Natriumdithionit_v005.pdf das-labor.npage.de/get_file.php?id=15994368&vnr=408235 www.scharr.de/fileadmin/scharr/03.../Natriumhydrosulfit_5.pdf
Natriumhydroxid	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/9356.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3223_de_DE.pdf
Natriumhypochlorit	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1647_de_DE.pdf www.hedinger.de/de/apotheken/produkte/natriumhypochlorit-loesungen/
Natriumlaurylsulfat	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/4360.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2572_de_DE.pdf
Natriumsulfat	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/8560.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1048_de_DE.pdf
Natriumsulfit	http://www.carlroth.com/jsp/de-de/sdpdf/P033.PDF www.merckmillipore.com/products/106652?attachments...DE...de
Nikotin	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/8746.PDF www.vapor-freak.de/download/Merck_Dateblatt.pdf
Oxalsäure	www.caelo.de/getfile.html?type=sdb&num=2026 http://de.wikipedia.org/wiki/Oxals%C3%A4ure
Paraffin	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/9279.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1809_de_DE.pdf http://de.wikipedia.org/wiki/Paraffin
Perubalsam	http://de.wikipedia.org/wiki/Perubalsam
Phenol	http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A1594_de_CH.pdf www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/0038.PDF
Phenoxyethanol	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/4348.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A7312_de_CH.pdf
Pikrinsäure	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2520_de_DE.pdf http://de.wikipedia.org/wiki/Pikrins%C3%A4ure
Polydimethylsiloxan	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/4212.PDF www.ashcroft.eu/pictures/.../Syltherm%20800%20SDBL%20deutsch.pdf
Polyesterharze	http://www.ds-modellbauwerkstoffe.de/polyesterharz.html http://de.wikipedia.org/wiki/Polyesterharz
Polyethylenglycol	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/2631.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3202_de_DE.pdf

	www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_161501.pdf
Polyurethan	http://www.sbs-dental-shop.de/sicherheitsdb/Polyurethan%20DE.pdf
1,2-Propandiol	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/0340.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A6833_de_DE.pdf
Polyvinylchlorid	www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/9163.PDF www.conatex.com/mediapool/betriebsanleitungen/BAD_9991809.pdf
n-Propanol	www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/4916.PDF www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_141610.pdf
Pyridin	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/9729.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4786_de_DE.pdf
Quecksilber(II)chlorid	sdbl.bkraft.de/23710de.pdf www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/7904.PDF
Safrol	http://images.www.mpbio.com/docs/msds/eu/de/156572-DE-EU.pdf
Salicylsäure	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/9268.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4107_de_CH.pdf
Salpetersäure	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/HN50.PDF http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/HN60.PDF www.hedinger.de/uploads/media/Salpetersaeure_25_53_v013.pdf
Salzsäure	http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/HN53.PDF http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/HN63.PDF
Schellack	http://de.wikipedia.org/wiki/Schellack
Schimmelpilz	http://de.wikipedia.org/wiki/Schimmelpilz
Schwefelsäure	www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/9316.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A0655_de_DE.pdf
Sorbit	www.carlroth.com/jsp/de-de/sdpdf/6213.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2222_de_DE.pdf
Terpentin	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/T139.PDF
Tetrachlorkohlenstoff	sdbl.bkraft.de/05294de.pdf
Tetrakaliumpyrophosphat	www.syskem.de/syskem_datenblaetter/sdb_200591.pdf images.raiffeisen.com/Raicom/sdb/400/81612.pdf
Tetralin	http://de.wikipedia.org/wiki/Tetrahydronaphthalin
Thymol	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4054_de_DE.pdf www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/3209.PDF
Toluol	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/7115.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A3393_de_DE.pdf www.hedinger.de/uploads/media/Toluol_v014.pdf
1,1,1-Trichlorethan (Methylchloroform)	http://de.wikipedia.org/wiki/1,1,1-Trichlorethan
Wasserstoffperoxid	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/8070.PD http://www.carl-roth.de/jsp/de-de/sdpdf/HN69.PDF https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A4269_de_DE.pdf
Wintergrünöl	http://www.carlroth.com/media/_de-ch/sdpdf/3704.PDF http://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A7010_de_CH.pdf http://de.wikipedia.org/wiki/Wintergrünöl

Xylol	http://de.wikipedia.org/wiki/Salicylsäuremethylester
	http://www.carlroth.com/media/_de-de/sdpdf/CN80.PDF
	https://www.applichem.com/fileadmin/datenblaetter/A2476_de_DE.pdf
	http://www.hedinger.de/uploads/media/Xylol_v011.pdf
Zaponlack	http://de.wikipedia.org/wiki/Zaponlack

X ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

Abb.	Abbildung
bzw.	beziehungsweise
°C	Grad Celsius
CT	Computertomographie
dest.	destilliert/destillata
d. h.	das heißt
EDTA	Ethylendiamintetraessigsäure
et al.	und andere
IFA	Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung
IUPAC	International Union of Pure and Applied Chemistry; deutsch: Internationale Union für reine und angewandte Chemie
konz.	konzentriert
LRZ	Leibniz-Rechenzentrum
MEK	Methylethylketon
MRT	Magnetresonanztomographie
NaCl	Natriumchlorid
PEG	Polyethylenglycol
ppm	parts per million (10^{-6})
s. u.	siehe unten
Tab.	Tabelle
u. a.	und andere/s / unter anderem/n
u. ä.	und ähnlich/e/s
usw.	und so weiter
u. U.	unter Umständen
u. v. a.	und viele Andere
u. v. m.	und viele/s mehr
v. a.	vor allem
Y. O.	Yvonne Oehme (Verfasser dieser Arbeit)
z. B.	zum Beispiel
ZNS	zentrales Nervensystem
z. T.	zum Teil

XI DANKSAGUNG

Bedanken möchte ich mich sehr herzlich bei Herrn Prof. Dr. Clemens Knospe, der mir die Möglichkeit zur Promotion am Lehrstuhl gegeben und mich als Doktorvater betreut hat.

Ein großer Dank gebührt Frau Dr. Jutta Friker für die Überlassung des interessanten Themas, die Beratung und die Unterstützung bei der Durchführung der Arbeit sowie für die schnelle Beantwortung von sachbezogenen Fragen.

Ich danke meiner Familie, die an mich geglaubt und mich unterstützt hat.

Mein herzlicher Dank gilt meinen Freunden und meinen Arbeitskollegen für die prompte Hilfe bei Computer- und Softwareproblemen und die aufbauenden Worte sowie für ihre Geduld mit mir.

Ich bedanke mich ebenfalls bei Frau Univ.-Prof. Dr. Johanna Plendl und Herrn Dr. Niels Hammer für die Bereitstellung von Informationsmaterialien und Publikationen.

Vielen Dank!

