



universität
wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

„Histologischer Vergleich von Gewebeproben
langjähriger Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate
sowie deren Trockenpräparate zur Überprüfung
des Erhalts feingeweblicher Strukturen“

Verfasserin

Nikole Ginner

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat.)

Wien, 2011

Studienkennzahl lt.
Studienblatt:

A 442

Studienrichtung lt.
Studienblatt:

Diplomstudium Anthropologie (Stzw.)

Betreuerin / Betreuer:

Ao.Univ.-Prof. Dr. Christian Reiter

INHALTSVERZEICHNIS

1) EINLEITUNG	9
1.1 FRAGESTELLUNG UND ZIEL DER STUDIE	12
1.2 VORGANGSWEISE	12
2) GRUNDLAGEN	15
2.1 TOTEN- UND AHNENKULT	15
2.2 KURZER HISTORISCHER ÜBERBLICK ÜBER DIE PRÄPARATION	18
2.2.1 <i>Definitionen:</i>	18
2.2.1.1 – Autolyse	18
2.2.1.2 – Fäulnis	19
2.2.1.3 – Verwesung	20
2.2.2 <i>Natürliche Konservierung:</i>	21
2.2.2.1 – Trockenmumifikation	21
2.2.2.1.1 – Primärmumifikation	21
2.2.2.1.2 – Sekundärmumifikation	22
2.2.2.2 – Fettwachsbildung (franz. „Adipocire“)	23
2.2.2.3 – „Feucht-“ und Eismumien	23
2.2.2.3.1 – „Ötzi“	23
2.2.2.3.2 – „Fürst aus dem Eis“	25
2.2.2.4 – Moorleichen	26
2.2.2.5 – Salzleichen	27
2.2.2.6 – Gruftmumien	27
2.2.3 <i>Künstliche Konservierung:</i>	28
2.2.3.1 – „Trockene“ Konservierung	29
2.2.3.1.1 – Mumifikation	29
2.2.3.1.1.1 – Ägyptische Mumien	29
2.2.3.1.1.2 – Amerikanische Mumien	31
2.2.3.1.2 – „Rosalia Lombardo“ als Beispiel für eine moderne Balsamierung	32
2.2.3.1.3 – Plastination	32

2.2.3.2 – „Nasse“ Konservierung (Einteilung nach STEINMANN 1982 und KURZ 1978).....	35
2.2.3.2.1 – Fixier- und Konservierungslösungen.....	37
2.2.3.2.1.1 – Alkohol	37
2.2.3.2.1.2 – Formalin (BLUM).....	37
2.2.3.2.1.3 – Formalinalkohol.....	38
2.2.3.2.1.4 – Glycerin.....	39
2.2.3.2.1.5 – Methode nach LASKOWSKI bzw. „Genfer Konservierungslösung“	39
2.2.3.2.1.6 – Methode nach KADYI.....	39
2.2.3.2.1.7 – Chinosollösung	39
2.2.3.2.1.8 – Phenoxetol (STEINMANN u. Mitarbeiter)	40
2.2.3.2.2 – Die farberhaltende Konservierung / Theorie nach LORKE	40
2.2.3.2.2.1 – Versuch von GRAWITZ.....	41
2.2.3.2.2.2 – Die Farberhaltung nach MELNIKOW-RASWEDENKOW	41
2.2.3.2.2.3 – Die Farberhaltung nach KAISERLING.....	41
2.2.3.2.2.4 – Die Methode nach JORES	42
2.2.3.2.2.5 – Die Methode nach HAMDI	43
2.2.3.2.2.6 – Die ROMHÁNYI-Farbfixierlösung.....	44
2.2.3.2.2.7 – Die Farbkonservierung nach TANDLER	44
2.2.3.2.2.8 – Die Farberhaltung nach PICK.....	45
2.2.3.2.2.9 – Die formalinfreie Farberhaltung nach PETERS	45
2.2.3.2.3 – Konservierung ganzer Leichen	46
2.2.3.2.3.1 – Ältere Leichenfixierflüssigkeiten.....	46
2.2.3.2.3.2 – Neuere Leichenfixierflüssigkeiten	47
2.3 KURZE ÜBERSICHTSEINTEILUNG VON GEWEBEARTEN, DEREN AUFBAU SOWIE ZERSETZUNGSPRODUKTE.....	48
2.3.1 <i>Chemische Zusammensetzung des menschlichen Körpers:</i>	48
2.3.2 <i>Weichgewebe:</i>	50
2.3.2.1 – Haut	50
2.3.2.1.1 – Oberflächenbildendes Deckepithel	50
2.3.2.1.2 – Drüsenepithel	50

2.3.2.1.3 – Sinnesepithel.....	50
2.3.2.2 – Bindegewebe	51
2.3.2.2.1 – Embryonales Bindegewebe bzw. Mesenchym	51
2.3.2.2.2 – Retikuläres Bindegewebe	51
2.3.2.2.3 – Lockeres Bindegewebe.....	52
2.3.2.2.4 – Straffes Bindegewebe	52
2.3.2.3 – Fettgewebe	52
2.3.2.3.1 – weißes Fettgewebe.....	53
2.3.2.3.1.1 – Baufett	53
2.3.2.3.1.2 – Speicherfett.....	53
2.3.2.3.2 – braunes Fettgewebe	53
2.3.2.4 – Muskelgewebe.....	54
2.3.2.4.1 – Quergestreifte Muskulatur.....	54
2.3.2.4.2 – Glatte Muskulatur.....	55
2.3.2.4.3 – Herzmuskulatur	55
2.3.2.5 – Nervengewebe.....	55
2.3.2.6 – Knorpelgewebe	56
2.3.2.6.1 – Hyaliner Knorpel	56
2.3.2.6.2 – Elastischer Knorpel	57
2.3.2.6.3 – Faserknorpel	57
2.3.3 <i>Hartgewebe:</i>	57
3) HAUPTTEIL	59
3.1 MATERIAL.....	59
3.1.1 <i>Durch entzündliche Prozesse hervorgerufene Erkrankungen der Gelenke:</i> 62	
3.1.1.1 – MN.: 5.995 / <i>Arthritis suppurativa acuta art. genu sin.</i>	62
3.1.1.2 – MN.: 6.257 / <i>Gonitis suppurativa chronica</i>	64
3.1.1.3 – MN.: 14.040 / <i>Polyarthritis urica. Genu dextrum.</i>	66
3.1.2 <i>Karzinome:</i>	68
3.1.2.1 – MN.: 5.004 / <i>Carcinoma pharyngis in cranium tendens</i>	68
3.1.2.2 – MN.: 24.223 / <i>Carcinoma platycellulare. Fungus genu inveteratus</i> .	70
3.1.2.3 – MN.: 24.240 / <i>Knochenmarksmetastasen nach Bronchuscarcinom</i> ..	72

3.1.3	<i>Sarkome:</i>	74
3.1.3.1	– MN.: 5.036 / <i>Sarcoma tibiae sin.</i>	74
3.1.3.2	– MN.: 12.762 / <i>Sarcoma plantae pedis</i>	76
3.1.3.3	– MN.: 12.852 / <i>Sarcoma osteoides ossis femoris</i>	78
3.1.3.4	– MN.: 12.853 / <i>Sarcoma fasciae brachii</i>	80
3.1.3.5	– MN.: 12.869 / <i>Articulatio genus dextra Reticulo-Myelosarcoma eosinophilicum</i>	82
3.1.3.6	– MN.: 16.981/34 / <i>Osteosarcoma tibiae sin.</i>	84
3.1.4	<i>Durch (Mikro-)Organismen verursachte Erkrankungen:</i>	86
3.1.4.1	– MN.: 3.106 / <i>Gumma humeri in reg. colli anatom. infracti</i>	86
3.1.4.2	– MN.: 4.173 / <i>Necrosis ossis carpi dextri</i>	88
3.1.4.3	– MN.: 6.023 / <i>Echinococcus hydatidosus pelveos et musculorum</i>	90
3.1.4.4	– MN.: 12.843 / <i>Fungus genus (Gelenktuberkulose / alte Bezeichnung)</i>	92
3.1.4.5	– MN.: 15.678 / <i>Fuß bei Lepra. / G</i>	94
3.1.4.6	– MN.: 16.770 / <i>Gelatinepräparat – Actinomycosis radii. / Anat.</i>	96
3.1.5	<i>Krankheitsbedingte Knochen- sowie Hautveränderungen:</i>	98
3.1.5.1	– MN.: 6.506 / <i>Haemosiderosis synovialis articuli, Haemophilia.</i>	98
3.1.5.2	– MN.: 22.690 / <i>Osteoarthropathia hypertropicans pneumatica.</i>	100
3.1.6	<i>Ausschlußpräparat: – MN.: 18.560/1444 / Osteophytosis calvariae lateris sinistri. / R</i>	102
3.2	METHODEN.....	104
3.2.1	<i>Dokumentation:</i>	104
3.2.2	<i>Bearbeitung der Feuchtpräparate-Proben:</i>	104
3.2.2.1	– Entwässerung	104
3.2.2.2	– Einbettung.....	105
3.2.2.3	– Dünnschliffherstellung	105
3.2.2.4	– Oberflächenfärbung der Dünnschliffe	106
3.2.3	<i>Bearbeitung der Trockenpräparate-Proben:</i>	106
3.2.3.1	– Quellung der Trockenpräparate-Proben	106
3.2.3.2	– Entwässerung	107
3.2.3.3	– Einbettung.....	107

5.3.2.4	– Durch (Mikro-)Organismen verursachte Erkrankungen	170
5.3.2.4.1	– MN.: 3106 / Gumma humeri in reg. colli anatom. infracti.....	170
5.3.2.4.2	– MN.: 4173 / Necrosis ossis carpi dextri	170
5.3.2.4.3	– MN.: 6023 / Echinococcus hydatidosus pelveos et musculorum.	170
5.3.2.4.4	– MN.: 15.678 / Fuß bei Lepra. / G.....	170
5.4	BEANTWORTUNG DER FRAGESTELLUNG DIESER STUDIE.....	171
5.4.1	<i>In wieweit werden die Gewebe der bereits angegriffenen Weichteil- Knochen-Feuchtpräparate durch das neu entwickelte Präparationsverfahren von Herrn Edgar NERAT zusätzlich alteriert bzw. erhalten?</i>	<i>171</i>
5.4.2	<i>Könnte dieses neue Verfahren museal interessante Gewebepräparate im gegenwärtigen Qualitätszustand für spätere wissenschaftliche Zwecke bewahren?</i>	<i>172</i>
5.4.3	<i>Wäre diese neue Methode eine sinnvolle und vor allem kostengünstigere Alternative zur zum Teil gewebssalterierenden Plastination Gunther von HAGENS?.....</i>	<i>173</i>
6)	ANHANG	175
6.1	ERGEBNISSE „COMBUR – ⁹ TEST – STREIFEN“ VON ROCHE:.....	175
6.2	REZEPT 1: HARZMISCHUNG.....	175
6.3	REZEPT 2: GIEMSA-FÄRBUNG.....	176
6.4	REZEPT 3: PARAGON-FÄRBUNG.....	176
6.5	VERSUCHE ZUR EINBETTUNG DER TROCKENPRÄPARATE	177
6.5.1	<i>Versuch 1</i>	<i>177</i>
6.5.2	<i>Versuch 2</i>	<i>177</i>
6.5.3	<i>Versuch 3</i>	<i>177</i>
6.5.4	<i>Versuch 4</i>	<i>178</i>
6.5.5	<i>Versuch 5</i>	<i>178</i>
6.5.6	<i>Versuch 6</i>	<i>178</i>
6.5.7	<i>Versuch 7</i>	<i>179</i>
7)	ZUSAMMENFASSUNG UND SUMMARY	181
7.1	ZUSAMMENFASSUNG.....	181
7.2	SUMMARY	183

8) LITERATURVERZEICHNIS	185
8.1 BÜCHER.....	185
8.2 PUBLIKATIONEN, JOURNALE, PAPERS USW.	188
8.3 INTERNETRECHERCHE.....	191
8.4 BILDNACHWEIS.....	193
9) TABELLEN- UND ABBILDUNGSVERZEICHNIS	195
9.1 TABELLENVERZEICHNIS.....	195
9.2 ABBILDUNGSVERZEICHNIS	195
10) ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS	203
11) DANKSAGUNG	205
12) CURRICULUM VITAE	207

1) EINLEITUNG

Das Pathologisch-Anatomische Bundesmuseum in Wien ist im sogenannten „Narrenturm“, umgangssprachlich von den Wienern auch „Gugelhupf“ (Hausner 1998) aufgrund seiner zylindrischen Form genannt, untergebracht und beherbergt eine weltweit einzigartige Sammlung von 50.000 medizinischen, anatomischen Präparaten. Diese Sammlung stellt nicht nur die größte sondern auch die älteste ihrer Art dar. Nach zahlreichen Verwendungszwecken beginnt die Nutzung des Narrenturms als Museum mit dem Jahre 1971, wo man leerstehende Zimmer im ersten Stock bezog bis das Bundesmuseum schließlich 1993 das gesamte Gebäude mieten konnte (Hausner 1998, Patzak 2009).

Der Narrenturm selbst stellt bereits eine ebenso weltweit einzigartige architektonische Besonderheit dar. Er wurde als erstes Gebäude der Welt von Beginn an als psychiatrische Krankenanstalt geplant und gebaut. Leider sind so gut wie keine Aufzeichnungen und Dokumente zum Bau erhalten, somit kam es zu Spekulationen aufgrund seiner absonderlichen Architektur, daß es nach alchemistischen, geheimen mathematischen Gesichtspunkten konstruiert wurde (Hausner 1998, Stohl 2001^[1], Patzak 2009). Aber auch die Humoralpathologie, die „Säftelehre“ des Galenismus spielte hierbei wohl eine große Rolle (Hausner 1998, Patzak 2010^[2]). Joseph II. verfaßte am 10. April 1784 nach Fertigstellung des Baus ein Schreiben, in welchem er persönlich die Aufteilung der Patienten in die verschiedenen Etagen und Zimmer veranlaßte. Am 19. April 1784 wurde der Narrenturm aufgrund eines persönlichen Erlasses schließlich mit der Überstellung der Patienten eröffnet (Hausner 1998, Patzak 2009). Da der Kaiser bei diesem Bauvorhaben von Beginn an persönlich involviert war und bereits in jungen Jahren der Bruderschaft der Rosenkreuzer angehörte, kann man davon ausgehen, daß dieses besondere Gebäude als Meisterstück zur Aufnahme in den höchsten Rang der Loge diene (Patzak 2009 u. 2010^[2]). Aber bereits in den 1860er Jahren war die ursprüngliche Funktion des Gebäudes bereits wieder aufgrund von neuesten Erkenntnissen in der Psychiatrie überholt und es kam anderen Funktionen zu. So unter anderem als Wohngebäude für Krankenschwestern (Hausner 1998, Stohl 2001^[1], Patzak 2009 u. 2010^[2]).

^[1] <http://www.wienmodern.at/Home/ARCHIV/Publikationen/Katalog2001.aspx>

^[2] <http://www.wieninternational.at/de/node/23837>

Seit dem Jahre 1923 (Hausner 1998) steht das Gemäuer, welches inmitten des Geländes des Unicampus auf einer kleinen Anhöhe thront, unter Denkmalschutz. Es ist im Besitz der Universität Wien, wird zum Leidwesen vieler überaus stiefmütterlich behandelt und ist zum Teil wie seine etwas makabre, jedoch sehr lehrreiche und erhaltungswürdige Sammlung vom Verfall gefährdet.

Die umfangreiche historische Sammlung des Pathologisch-Anatomischen Bundesmuseums findet ihren Ursprung bei Kaiser Franz I. im Jahre 1796, als man das erste Pathologische Institut begründete und begonnen wurde, interessantes Material aus dem Seziersaal zu präparieren (Patzak 2010^[2]). Sie besteht heute aus mehreren verschiedenen medizinischen Sammlungen, die zu dieser umfangreichen, einzigartigen Gesamtsammlung zusammengefaßt wurden. Sammlungen, wie jene aus dem Kaiser-Franz-Joseph-Spital, die im Jahr 1960 und aus dem Krankenhaus Lainz im Juli 1974 übernommen wurden, trugen zur weiteren Vervollständigung bei. 1975 folgte die „Sammlung Wieden“ aus dem Krankenhaus des gleichnamigen Bezirkes in Wien, welche aus Feucht- und Trockenpräparaten besteht. Dazu kam jene aus dem Wilhelminenspital, die 1.005 erfaßte Präparate umfaßte und am 13. Juni 1978 übergeben wurde, sowie die Sammlung des Krankenhauses Rudolfstiftung im Jahr zuvor. Im Jahre 1983 schloß man die Übersiedelung einer mehrere Tausende Stück Feuchtpräparate umfassende Sammlung aus Graz ab, im April 1994 folgte die Sammlung aus dem Kaiserin-Elisabethspital und im Jahr 2010 wurde unter anderem die Lehrsammlung der HebammenschülerInnen der Semmelweisklinik übernommen (Patzak 2009 u. 2010^[2]).

Allerdings wurden nicht nur österreichische Sammlungen durch Übernahmen vor der Zerstörung gerettet, auch kamen jene aus deutschen Krankenhäusern in Wuppertal (1985), Hamburg-Harburg (1987 und 1998) und Bonn (1992) dazu. Dabei handelt es sich um Feuchtpräparate (Patzak 2009).

Zu der heutigen umfangreichen Sammlung gehören mazerierte Skelette und Knochen, sowie Trockenpräparate, aber auch Feuchtpräparate, Moulagen und ebenso medizinische Geräte (Patzak 2009). Insbesondere die Feuchtpräparate sind anfällig für den natürlichen Verfall, da dies früher durch verschiedene alte Fixier- und Konservierungslösungen, heute mittels gepufferter Formalinlösung, bloß bedingt

aufbewahrt werden können. Diese Exponate bedürfen spezieller Pflege, aber man kann nicht gänzlich verhindern, daß sie dem Lauf aller Dinge folgen und schließlich aus der Sammlung ausgeschieden werden müssen. Aber genau bei diesen Präparaten, die Jahrzehnte alt sind, ist es wichtig, diese für zukünftige Wissenschaftler zu erhalten, nicht nur wie bisher zur anatomischen Lehre, sondern vor allem für die Zellbiologie und auf Basis der DNA für verbesserte und modernisierte Methoden der Forschung. Es gibt hier nicht nur die historische Komponente – anhand vieler Präparate wurden zum ersten Mal wissenschaftliche Untersuchungen durchgeführt und Abhandlungen darüber verfaßt. Viele Erkrankungen gibt es gegenwärtig nicht mehr in Größe und Umfang wie zur Zeit der jeweiligen Konservierung und es eröffnet sich hier sehr wohl ein reichhaltiges Forschungsgebiet.

So liegt nun das Bestreben darin, auch bereits angegriffene Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate auf eine wissenschaftlich verwertbare Weise zu retten, um diese für spätere wissenschaftliche Arbeitsverfahren sicher zu stellen.

Der Zweck dieser vorliegenden Studie soll der lichtmikroskopische Vergleich zwischen der feingeweblichen Qualität des ursprünglichen Feuchtpräparates aus der historischen Sammlung des pathologisch-anatomischen Bundesmuseums in Wien mit den Resultaten des neuen Trocknungsverfahrens des Präparators Herrn Edgar NERAT sein. Die Ergebnisse dieser Untersuchung sollen abklären, in wieweit ein Erhalt oder auch eine Schädigung der museal interessanten Gewebe des jeweiligen zur Verfügung gestellten historischen Präparates eintritt.

1.1 Fragestellung und Ziel der Studie

Gewährleistet die Überführung von langjährigen Weichteil-Knochen-Feuchtpräparaten in wissenschaftlich verwertbare Trockenpräparate die Erhaltung der feingeweblichen Eigenschaften?

Anhand dieser Fragestellung ergeben sich einige weitere unterteilende Fragen:

- 1.) In wieweit werden die Gewebe der bereits angegriffenen Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate durch das neu entwickelte Präparationsverfahren von Herrn Edgar NERAT zusätzlich alteriert bzw. erhalten?
- 2.) Könnte dieses neue Verfahren museal interessante Gewebepreparate im gegenwärtigen Qualitätszustand für spätere wissenschaftliche Zwecke bewahren?
- 3.) Wäre diese neue Methode eine sinnvolle und vor allem kostengünstigere Alternative zu der zum Teil gewebssalterierenden Plastination Gunther von HAGENS?

1.2 Vorgangsweise

Es wurden historische Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate des Narrenturms, welche bereits sichtbare Verfallserscheinungen aufwiesen, für diese experimentelle Studie herangezogen. Von diesen ausgewählten, freigegebenen Exponaten wurden Proben aus dem von der jeweiligen Krankheit betroffenen Weichteilanteil, sowie zum Teil aus dem interessierenden Knochenanteil entnommen. Dabei wurde zusätzlich eine genaue Dokumentation der Entnahmestelle vorgenommen.

Die Exponate wurden anschließend der Herstellung von Trockenpräparaten mittels einer neu entwickelten Gerbungs- bzw. Mazerationsmethode von Herrn Edgar NERAT zugeführt. Danach wurden erneut Weichteil- bzw. Hartteil-Proben entnommen und übereinstimmend wie die Proben der Feuchtpräparate histologisch bearbeitet.

Die gewonnenen Proben wurden zur weiteren Verarbeitung in Acryl eingelegt und davon Dünnschliffe hergestellt. Die Entscheidung zugunsten des Einlegemediums Methylmethacrylat (MMA) fiel aufgrund der Tatsache, daß das verwendete Probenmaterial unterschiedliche Härtegrade aufweist und somit für Paraffinschnitte nicht geeignet erschien. Paraffin als Einlegemedium wäre überwiegend weicher als die einzubettenden Proben.

In weiterer Folge sollten übliche histologische bzw. histopathologische Standard-Färbeverfahren angewandt werden, wie zum Beispiel etwa GIEMSA- oder Toluidinblau-Färbungen, ebenso bei Hartteilen ein Präparate-Röntgen. Anschließend hatte die Auswertung der gefärbten Präparate unter dem Lichtmikroskop hinsichtlich der Qualität vor bzw. nach Umwandlung in das Trockenpräparat zu erfolgen.

2) GRUNDLAGEN

2.1 Toten- und Ahnenkult

Totenkult zu betreiben ist wohl so alt wie die Menschheit selbst. Grundlegend kann man sagen, daß es zwei verschiedene Grundhaltungen gibt, sich den Toten zu nähern: Einerseits tendiert der Mensch dazu den Tod verdrängen und die seelenlosen, kalten Leiber alsbald zu beseitigen. So kommt es zu einer möglichst schnellen Einsargung, Beerdigung womöglich auch Verbrennung. Dieser letzte Punkt hat allerdings auch andere Beweggründe, so zum Beispiel kann es eine Frage der Hygiene sein. Andererseits gibt es auch die Grundhaltung das geliebte Individuum selbst nach dem Tode weiterhin lebensnahe zu erhalten. Dabei muß es sich nicht zwangsläufig um menschliche Individuen handeln, unter anderem verehrten Ägypter religiös bestimmte Tiere derart, daß diese ebenfalls mumifiziert wurden. Es kann so weit gehen, daß man den Toten auch ermöglicht, am Alltag der Sippe teilzuhaben. Im Neolithikum wurde so unter anderem am menschlichen Schädel mit Ton bzw. Gips das Antlitz des Verstorbenen modelliert, die Augen mit Muschelschalen dargestellt und diese in bestimmten Ecken der Wohnstätte verwahrt (Ráček 1985).

Oder sie wurden, ebenso wie der enthauptete tote Körper unter dem Fußboden der eigenen Behausung eingegraben (Veit 1996). Sieben dieser beeindruckenden Schädel hat man in Jericho gefunden. Einige tausend Jahre früher in der Menschheitsgeschichte bestatteten bereits Neandertaler ihre Toten mit Grabbeigaben und bestreuten die Körper mit Ocker, damit sie lebendiger erschienen (Ráček 1985).

Natürlich entstandene sowie später künstlich hergestellte Mumien und zum Teil sehr aufwendig mit Grabbeigaben bestattete Verstorbene, welche außergewöhnlich gut erhalten sind, findet man in allen Epochen der Menschheitsgeschichte über alle Erdteile verteilt. Balsamierung findet auch heute noch statt, nach BANKL H. unter Anwendung von „...*Salzen, Laugen und ätherischen Ölen...*“ (Baumgard, Schaub 2003; S.51), die Konservierung hingegen erfolgt durch einen Austausch des Blutes mittels eines flüssiges Konservierungsmittels wie etwa Formaldehyd (Baumgard, Schaub 2003). Die Körper verstorbener Staatsmänner, Päpste und andere hochgestellte Persönlichkeiten

werden nach höchsten Maßstäben der Präparierkunst behandelt, um sie der Nachwelt lebensnahe zu erhalten.

Ein berührender sehr lebendiger Totenkult wird heute noch in Mexiko gefeiert: „Dia de los Muertos“ – die Nacht des 1. Novembers ist ein buntes, lautes und freudiges Volksfest. Die Gräber werden mit Lichtern geschmückt, drei Farben (rot, weiß und lila) herrschen dabei vor, jede mit einer anderen symbolischen Bedeutung. Die Wege vom Friedhof zum Heim der Familie werden mit orangefarbenen Cempasúchil-Blüten, Ringelblumen sowie gelben Chrysanthemen bestreut um den toten Seelen den Weg zu weisen, ebenso gibt man ihnen die Möglichkeit sich nach der langen Reise zu waschen, zu erfrischen. Es wird bis spät in die Nacht gegessen, getrunken und getanzt. Die toten Verwandten werden nach der Bewirtung von den Lebenden wieder zum Grab geleitet und um Mitternacht bis zum nächsten Jahr mit Gebeten verabschiedet^[3].

Selbst aus der Bundeshauptstadt Wien ist ein im Grunde lebensbejahender Totenkult international bekannt: Die sogenannte „schene Leich“, welche kurzgesagt ein prunkvolles Begräbnis mit vielen trauernden Gästen, Musik, sowie Gesang und großzügiger anschließender Bewirtung bezeichnet. Am Ende feiert man im übertragenden Sinn das Leben. Der ureigene Wiener im herkömmlichen Sinne hat eine überaus sympathische Einstellung zum Tode. Er sieht in ihm eine Art „Bruder“, nennt ihn sogar „Freund“. Dieser gehört zum Leben einfach dazu, er ist ein natürlicher Teil davon. So ist es auch üblich, daß man bei weinseliger Stimmung beim Heurigen auch von ihm mit etwas morbiden Humor singt.

Der Ursprung von einer „schenen Leich“ wie man sie heute noch versteht, ist in der Zeit Josephs II. zu suchen, als dieser im Zuge seiner Gesundheitsreformen die Friedhöfe aus hygienischen Gründen des Wasserschutzes aus der Mitte der Stadt in die Außenbezirke verlegen ließ und auch den „Josephinischen Gemeindegarg“ 1784, einen Klappsarg mit Wiederverwendungsfunktion, einführte. Er verbot damit auch die Sargbestattung, der Leichnam wurde nackt in ein Leinentuch eingenäht und mit Kalk bestreut um die Verwesung zu beschleunigen (August 2007). Damit wollte er unter anderem auch Holz

^[3] http://www.mexiko-lexikon.de/mexiko/index.php?title=D%C3%ADa_de_los_Muertos

einsparen^[4]. Das gefiel dem Wiener aber ganz und gar nicht, er fand den Klappsarg jenseits aller Pietät und bestand weiterhin auf sein würdevolles Begräbnis. Bereits im Jahr 1785 nahm der Kaiser per Dekret den Erlaß wieder zurück. Die reichen Wiener hatten wieder ihre „schöne Leich“, die arme Bevölkerung dagegen noch jahrelang die billige Version des Begräbnisses mit Klappsarg (August 2007). Selbst der zu Lebzeiten schon beliebte Wolfgang Amadeus Mozart wurde auf diese Weise 1791 am damals vier Kilometer außerhalb der Stadt liegenden Friedhof St. Marx in einem einfachen Grab bestattet. Die von Kaiser Joseph II. eingeführten Reformen waren insgesamt sehr tiefgreifend, nicht nur die Kirchenreformen, wo u.a. das Einebnen in der Stadt liegender Friedhöfe, das Verbot von Familiengräbern und der Klappsarg dazu gehörten. Die Bevölkerung reagierte mit wachsendem Widerstand, was am Höhepunkt in militärischen Einsätzen gipfelte. So war der Kaiser schließlich gezwungen kurz vor seinem Tod wesentliche Teile seiner Reformen zurückzunehmen^[4].

Das letzte Großereignis eines pompösen Trauerzuges quer durch Wien war die Bestattung der letzten Kaiserin von Österreich ohne Krone, Zita Maria delle Grazie von Bourbon-Parma am 1. April 1989. Es kam sogar wieder zu Fenstervermietungen zu horrenden Preisen an den für den Verkehr gesperrten Straßen um eine gute Sicht auf das Spektakel zu haben (August 2007). Selbst die tatsächlich durchgespielte Legende der „Einlaßzeremonie“ am Eingang der Kapuzinergruft wurde live in die Wohnzimmer übertragen. Hierbei wurde an das versperrte Tor geklopft, eine Stimme aus der Kaisergruft fragte, wer da eingelassen werden wollte und der Herold nannte den vollen Titel der Adligen. Aber danach, sowie auch nach Nennung des kleinen Titels blieb die Tür verschlossen. Erst der alleinige Name erwies sich als Türöffner. Man nimmt an, daß Klopfzeichen der Sargträger zur Entstehung dieser Legende beitrugen.

Heute ist unter anderem der Zentralfriedhof oder auch der Friedhof St. Marx ein Naherholungsgebiet der Wiener und ein Tourismusmagnet. Nur in Wien konnte ein Bestattungsmuseum entstehen, in dem man sich nicht nur über die Geschichte der Bestattung sondern auch über seiner skurrilen Auswüchse, die aus Angst vor dem Scheintod und des Lebendig-begraben-werdens entstanden, informieren kann. Bemerkenswert ist zum Beispiel der „Rettungswecker“. Dabei wurde dem vermeintlich Toten eine Schnur um den Finger gewickelt, dessen anderes Ende mit einem Wecker im

^[4] <http://text.habsburger.net/habsburger-herrscher/joseph-ii.-habsburg-lothringen>

Zimmer des Friedhofswärters verbunden war. Falls der anscheinend Tote sich nun wider Erwarten doch bewegen sollte, wurde der Wächter alarmiert (August 2007). Dies geschah öfters als man annehmen würde, da die beginnende Verwesung und deren Gase oftmals zu Fehlalarmen führten.

Auch das Pathologisch-Anatomische Bundesmuseum im Narrenturm mit seiner skurril-makabren Sammlung von körperlichen Unzulänglichkeiten konnte alleine nur in dieser Stadt aufgrund deren Einwohner mit etwas morbider Einstellung zum Tode sein dauerhaftes Zuhause finden.

2.2 Kurzer historischer Überblick über die Präparation

Nach dem Lösen der Totenstarre beginnt sich organisches Gewebe durch Autolyse, Fäulnis bzw. Verwesung aufzulösen. Um diese Prozesse aufzuhalten und das organische Gewebe des toten Körpers, oder auch bloß Teile davon, unter anderem auch dessen Organe, in einem möglichst lebensnahen Zustand zu erhalten, gibt es unterschiedliche Möglichkeiten, natürliche sowie künstliche, auf die anschließend näher eingegangen wird.

2.2.1 Definitionen:

2.2.1.1 – Autolyse

Der Begriff „Autolyse“ kommt aus dem Griechischen und bedeutet „Selbstauflösung“. Die durch Sauerstoffmangel absterbenden Zellen zerstören sich selbst durch u.a. austretende Enzyme in das Zytoplasma, da die Membranen der Lysosomen durch Auflösung durchlässig werden, in denen sie kompartimentiert vorkommen (Fallert-Müller 1999). Der niedrige pH-Wert im Zytosol bewirkt die Aktivierung verschiedener körpereigener ausgetretener Enzyme. Es kommt weiters durch den Zusammenbruch der Membranpotentiale zu einem steilen Anstieg der Kaliumkonzentration im Blut in den ersten Stunden p. m., der später wieder flacher verläuft (Brinkmann, Madea 2004; Henssge C., Madea B. / Kap. 2). Durch den Austritt von zell- und gewebsspezifischen

Enzymen beginnt also die Selbstandauung des Gewebes unter überwiegend anaeroben Bedingungen, jedoch ohne Beteiligung von Bakterien. Dies geschieht bereits ein bis zwei Stunden nach dem Tod an der Magenschleimhaut und am Pankreas, da diese per se Verdauungsenzyme enthalten (Reiter et al. 2007). Aufgrund einer Schädigung von Zellen der Schleimhaut, verlieren Mechanismen zum Schutz gegen eine Selbstandauung ihre Wirkung und Verdauungsfermente dringen in körpereigenes Gewebe ein. Durch eine relativ baldige Besiedelung von Bakterien des durch die beschriebenen Prozesse angegriffenen Gewebes wird die Autolyse durch Fäulnis- bzw. Verwesungsprozesse überdeckt (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

Der biologische Vorgang der katabolischen Autolyse wird unter anderem genutzt, um etwa Fleisch mürbe zu machen. Erst das längere Abhängen von frisch geschlagenem Rind- oder Wildfleisch läßt dieses zu einer guten Qualität reifen (Reiter et al. 2007).

2.2.1.2 – Fäulnis

Die Fäulnis ist ein anaerober, jedoch bakterieller Vorgang im feuchten Milieu, bei dem stickstoffhaltige Substanzen, vielfach Proteine, zersetzt werden. Es handelt sich um eine anaerobe Verstoffwechslung von organischem Material, von großmolekularen organischen Strukturen zu klein- bzw. niedermolekularer organischer Chemie. Es werden unter anderem Hexosen und Pentosen zu C₃- bzw. C₂-Molekülen umgewandelt (Reiter et al. 2007). Aufgrund der vielfach vorausgegangenen Autolyse sind die strukturellen Abwehr- bzw. Schutzbarrieren geschädigt, Bakterien können leichter über die Haut bzw. Schleimhäute eindringen. Dagegen sind allerdings bereits im Körper vorhandene Krankheitserreger wie Viren, aber auch pathogene Bakterien vielfach auf den Funktionszustand des vitalen Organismus angewiesen und sterben ab, da sie im veränderten Ökosystem von den Darmbakterien überwuchert werden (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

Bei den Vorgängen der Fäulnis entwickeln sich Fäulnisgase, zum Teil aliphatische Kohlenwasserstoffe, wie Methan, oder Schwefelwasserstoff, welche den Leib aufblähen. Aus Körperöffnungen werden dadurch Flüssigkeiten bzw. Organe vorgepreßt oder auch ausgestülpt. Dadurch kann es im Extremfall sogar bei verstorbenen Schwangeren zu sogenannten „Sarggeburten“ kommen. Die ersten sichtbaren Veränderungen beginnen aufgrund der natürlichen Besiedelung von

anaeroben Bakterien im Darm, genauer im Caecum. Hier kommt es zu einer Grünfärbung der rechten Unterbauchseite. Diese Färbung wird hervorgerufen durch eine Sulfhämoglobinbildung – „Verdoglobin“, einer Aufspaltung des Hämoglobins. Weiters kommt es zur „durchschlagenden Venennetzzeichnung“ infolge eines Austritts des Hämoglobins durch die Gefäßwände in das Unterhautgewebe. Das organische Material wird sozusagen „mürber“, allerdings bleibt bei der Fäulnis die Struktur erhalten (Reiter et al. 2007).

2.2.1.3 – Verwesung

Die Verwesung ist ebenfalls ein bakterieller Prozeß, allerdings sind hier aerobe Bakterien tätig. Sie benötigen Sauerstoff und bauen im feuchten Milieu organische Verbindungen zu anorganischer Materie ab. Oberflächlich bekommt durch Fäulnis zerstörtes Gewebe durch Wasserentzug Risse, Fäulnisprozesse bewirken u.a. auch eine Verflüssigung des Gewebes, welches in weiterer Folge abfließt. Sauerstoff aus der Luft kann somit in tiefere Schichten eindringen (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2). Somit kommt es zu einem Strukturzerfall, das führt in weiterer Folge zur völligen Zerstörung des Weichgewebes, später der Knorpel und Sehnen des Leichnams. Dies ist allerdings ein Prozeß, der im Erdgrab 15 bis 20 Jahre andauert (Reiter et al. 2007). Der Grund liegt im verringerten Austausch von Gasen über die Bodenstrukturen, da ja auch im Sarg nur ein begrenztes Luftvolumen vorliegt (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

So geht eine exhumierte verfaulte Leiche sehr rasch in Verwesung über, da nach dem Luftabschluß wieder Sauerstoff zugeführt wird. Durch Fäulnisprozesse entstandene kleine C₂-Moleküle gehen in den Zitronensäurezyklus über und „verpuffen“ zu H₂O und CO₂ (Reiter et al 2007).

Autolyse, Fäulnis und Verwesung werden auch als „späte Leichenerscheinungen“ bezeichnet (Brinkmann, Madea 2004; Bajanowski T., Brinkmann B. / Kap. 1.2).

2.2.2 Natürliche Konservierung:

Durch spezielle äußere Bedingungen kann der Zerfall des Leichnams aufgehalten bzw. verhindert werden. Eine Grundbedingung der natürlichen Mumifizierung ist die Unterbindung der Zersetzung organischer Strukturen durch Autolyse, sowie der bakteriellen Prozesse der Fäulnis und Verwesung.

Dies geschieht in Wüsten, Gletschereis bzw. Permafrostböden, Mooren und Höhlen (Fleckinger et al. 2007). In modernen Zeiten gehört auch die durch eine Zentralheizung beheizte Wohnung zu dieser speziellen Klimatisierung. Sie fördert das Entstehen sogenannter „Großstadt-Mumien“.

Natürliche Konservierung kann ebenfalls mit hohen Salzkonzentrationen oder Erdwachs bzw. Erdpech zusammenhängen (Fleckinger et al. 2007).

2.2.2.1 – Trockenmumifikation

Voraussetzung dafür ist, wie schon im Namen beinhaltet, Trockenheit. Wärme ist dabei nicht zwingend von Nöten, auch bei Kälte kann es zu einer Trockenmumifikation kommen. Ausschlaggebend ist der Entzug von Wasser. Vorzugsweise herrschen ein beständiger Luftzug und eine niedrige Luftfeuchtigkeit vor, dadurch kommt es zum Verlust von Flüssigkeit und der Leichnam vertrocknet (Reiter et al. 2007). Und zwar zunächst an jenen Stellen die von Natur dünn sind wie z.B. das zarte Häutchen der Lippen, die Nasenspitze oder auch die Hornhäute, wenn die Augenlider nach dem Tode nicht geschlossen werden. Dies geschieht allerdings ebenso bei Hautbereichen, die etwa durch Hautabschürfungen für Feuchtigkeitsverluste geeignet gemacht wurden. Die Haut schrumpft, beginnt sich lederartig zu verändern, indem sich diese zuerst gelblich verfärbt, anschließend bräunlich bis rötlichbraun (Brinkmann, Madea 2004; Henssge C., Madea B. / Kap. 2 und Krause D. / Kap. 2.2) wird und schließlich verhärtet (Bankl 2006).

Es gibt zwei unterschiedliche Formen der Trockenmumifikation:

2.2.2.1.1 – Primärmumifikation

Hierbei beginnt die Vertrocknung noch vor Einsetzen später Leichenerscheinungen. Die schönsten Mumien der Primärmumifikation

entstehen bei sogenannter „Trockenkälte“, da durch die Kälte die Vermehrung von Bakterien gestoppt wird. Wenn die Temperaturen länger unterhalb des Gefrierpunktes anhalten, spricht man von „Gefriertrocknung“. Die Oberhaut, Nägel und Haare bleiben am Leichnam erhalten (Reiter et al. 2007).

Schöne historische Beispiele für diese Form der Mumifikation sind unter anderem die 1984 sowie 1986 auf Beechey Island von der Universität Alberta (Kanada) durchgeführten Exhumierung von drei Bestatteten der mißglückten Franklin-Expedition von 1845/46 in die Arktis. Bekannter als diese drei Seeleute, die an Bleivergiftung sowie Tuberkulose litten und schlußendlich an einer Lungenentzündung verstarben, sind die 1972 in Grönland in der Nähe der verlassenen Siedlung Qilakitsoq in zwei Gräbern entdeckten acht Mumien von sechs Frauen und zwei Kindern. Untersuchungen ergaben, daß es sich wahrscheinlich um drei Generationen einer Familie aus der Thule-Kultur handelt und die Mumien etwa 500 Jahre alt sind. Beeindruckend ist die ausgesprochen gute Erhaltung des sechs Monate alten Säuglings, der mangels Verletzungen wohl lebend zu der toten Mutter ins Grab gelegt wurde, da er ohne Amme nicht mehr versorgt werden konnte. Dieses Vorgehen war bei den Inuit in dieser Situation üblich (Fleckinger et al. 2007).

2.2.2.1.2 – Sekundärmumifikation

Bei der Sekundärmumifikation kommt es zu einer Unterbrechung der bereits eingesetzten späten Leichenerscheinungen. Der Leichnam vertrocknet, bevor er durch weiter Autolyse, Fäulnis oder Verwesung zerstört wird. Somit wird den Bakterien also die Lebensgrundlage entzogen und es kommt zum Stillstand der Zersetzung organischen Gewebes. Schimmelbildung kann dies verstärken, da das Myzel des Pilzes dem Nährboden, sprich organisches Gewebe des Leichnams in diesem Fall, Wasser entzieht (Reiter et al. 2007).

Ein Beispiel dafür sind die „Großstadt-Mumien“. Verstorbene, die in der Wohnung neben der Zentralheizung langsam vertrocknen oder auch Erhängte am Dachboden, die erst sehr spät, oft nach Jahren, aufgefunden werden.

2.2.2.2 – Fettwachsbildung (franz. „Adipocire“)

Die Fettwachsbildung ist ein langsamer Prozeß im feuchten, kalten Milieu bzw. im Wasser, welcher durch niedrige Temperaturen und anaerobe Bedingungen begünstigt wird. Frühestens einem Monat post mortem kann man die ersten makroskopischen Merkmale erkennen, welche sich als grau-weiße, wachs- bzw. gipsartige Umwandlungen des Fettes zeigen, da es zu keiner Verflüssigung des Körperfettes kommt. Es kommt zu pflasterartigen Erhebungen auf der Haut, die als „état mammelonné“ bezeichnet werden. Ober- und Lederhaut werden abgebaut und die Fettläppchen in der Haut kommen zum Vorschein. Zusätzlich kommt es zu einer gasbedingten Aufschäumungen des Fettgewebes. Durch diese Volumenvergrößerung wirkt das Gewebe wie Styropor. Diese Veränderungen finden vor allem im Unterhautfettgewebe statt. Die Bezeichnung „Fett-“ bzw. „Leichenwachs“ ist etwas irreführend, da es sich bei diesen Ablagerungen nur um wenig Fett und um überhaupt kein Wachs handelt. Vielmehr stellt es eine Verseifung dar, wobei freie Fettsäuren und deren entsprechende Alkalisalze entstehen. Es kommt zu einer Hydrolyse der Triglyceride, zu einer Umwandlung von ungesättigten zu gesättigten Fettsäuren, und zu einer Entstehung von Fettsäuresalzen, welche nicht gut wasserlöslich sind und ausflocken. Es entsteht ein fester Panzer, der die äußere Körperform gut erhält. Die entstandene Substanz wird u.a. als „Leichenlipid“ bezeichnet (Reiter et al. 2007).

Unliebsame Fettwachsleichen finden sich heute vermehrt auf Friedhöfen, wo das Grundwasser auf Höhe der Särge steigt. Dieses erzeugt einen Temperaturabfall und die Aktivität der körpereigenen Enzyme und dadurch auch die natürlichen Zersetzungs Vorgänge der Verwesung werden behindert bzw. verhindert und zusätzlich kommt es zu Fettaustritt (Augstein 1998).

2.2.2.3 – „Feucht-“ und Eismumien

2.2.2.3.1 – „Ötzi“

Am 19. 09. 1991 wurde ein toter, fast nackter Mann am Hauslabjoch in den Öztaler Alpen von zwei Bergwanderern gefunden und nach dessen Bergung entbrannte ein wissenschaftlicher Streit um die gut erhaltene, tätowierte Mumie aus dem Eis. Nach neuesten Vermessungen wurde „Ötzi“ oder „Iceman“ nicht in Österreich, sondern in Südtirol gefunden, somit wurde er 1998 mitsamt allen

Fundstücken, die bei einer späteren Nachgrabung in einer Felsnische freigelegt wurden, von der Innsbrucker Universität ins Südtiroler Archäologiemuseum nach Bozen übersiedelt, wo er heute geschützt durch eine extra für diesen Mumifikationszustand entwickelte Kühltechnik der interessierten Öffentlichkeit präsentiert wird. Neben Waffen, der Bekleidung und Schuhen, sind auch Gebrauchsgegenstände und eine Gürteltasche mit Inhalt ausgestellt (Scinexx 2007^[5]).

Die erste Annahme war, daß Ötzi eine Trockenmumie sei. Seine seltsam verdrehte Auffindungsposition und der sonderbare Zustand des Leichnams sind allerdings auf die ungewöhnlichen äußeren Bedingungen zurückzuführen. Die etwa 5300 Jahre alte Mumie lag in einer Mulde neben dem Gletscher, welche immer zur Hälfte mit Eis und Wasser gefüllt war. Aufgrund von Klimaerwärmung und der Tatsache, daß Ötzi nie im Gletschereis lag, sowie dem Wechsel der Jahreszeiten folgend, war diese einmal mehr, einmal weniger hoch vereist. Somit taute der Eismann immer wieder zum Teil auf und gefror wieder. Aufgrund der ersten Annahme, nämlich einer Gefriertrocknung, müßte er noch Triglyceride enthalten, was nicht der Fall ist. Das erste was passierte, war, daß die Fettsäuren vom Glycerin abgespaltet wurden. Das Verhältnis von Ölsäure zu Stearinsäure hat sich verschoben, C₁₈-Fettsäuren wurde in C₁₆-Fettsäuren umgewandelt worden. Es sind β -Hydroxy-Fettsäuren entstanden, wie es bei Fettwachsleichen üblich ist. Ötzi hat noch Augäpfel, dies weist darauf hin, daß er nicht faulte. Aber er hat an den Mundwinkeln sowie an den Nasenflügeln weiße Verfärbungen, die sehr an sogenannten „état mammelonné“ erinnern, eine fleckige Konstitution der Haut. Die Mumie erfuhr „Gefrierbrand“ – Wasser sublimierte ab in der Kälte, es ging in die Gasphase über, kondensierte aber sofort wieder und gefror. Das trocknete den Leichnam aus und das Fett wurde dabei „ranzig“, da er ja nur zeitweise vom Wasser bzw. Eis ummantelt war und somit zeitweise Sauerstoff Zugang hatte. Alle ungesättigten Fettsäuren wurden durch Hydrolyse zu gesättigten umgewandelt. Es sind auch atypische Fettsäuren, ungeradkettige Fettsäuren gefunden worden, wie sie nur Bakterien bewirken können. Wärme und Feuchtigkeit sind für Bakterien vitale Voraussetzung. Die

^[5] <http://www.g-o.de/dossier-376-1.html>

Mumie hat ebenso keine Fingernägel mehr, was darauf hindeutet, daß er nicht dauerhaft eingefroren war. Im Gegenteil, er muß längere Zeit im Wasser gelegen haben, wodurch Waschhautbildung und –ablösung, wie bei Wasserleichen, eintrat. Da er am gesamten Körper keine Epidermis mehr besitzt, ist dies mit der Tatsache, daß sich die Fingernägel abgelöst haben, ein Indiz für diese Annahme. Gletscherforscher fanden heraus, daß das Eis, welches Ötzi umgab, Pollen aus der Römerzeit enthielt. Zu Zeiten Hannibals war eine Warmzeit, somit konnte es zu einem Kreislauf von Auftauen und Gefrieren kommen. „Ötzi“ stellt eine Besonderheit dar – er ist eine Mumie mit vorausgegangener Fettwachsbildung (Bereuter et al. 1997).

Aufgrund der Feuchtigkeit in den einzelnen Zellen ist das organische Gewebe elastisch geblieben und ermöglicht somit verschiedene Untersuchungsmethoden, daher wird Ötzi in der Literatur auch als „Feuchtmumie“ bezeichnet (Fleckinger et al. 2007, Scinexx 2007^[5]).

2.2.2.3.2 – „Fürst aus dem Eis“

Einer der letzten spektakulären Funde: 2006 wurde in der Republik Tuwa, einer autonomen Republik im südlichen Teil von Sibirien, im Permafrostboden des Altajgebirges von der Gruppe um Professor Hermann Parzinger, damals in Funktion als Präsident des Deutschen Archäologischen Instituts, bei Ausgrabungen von Grabhügeln, sogenannte „Kurgane“, in einer intakten unterirdischen, mit Holzbohlen ausgekleideten Grabkammer ein mumifizierter skythischer blonder Reiterkrieger gefunden. Er wurde mit einem prächtigen Pelzmantel, kunstvoll verziertem Kopfschmuck und Waffen bestattet, welche mit einem geschätzten Alter von etwa 2500 Jahren, wie der Leichnam überraschend gut erhalten sind. Das Gesicht ist stark beschädigt, da durch eingedrungenes Wasser der Leichnam angehoben und gegen die Deckenkonstruktion gedrückt wurde. Bei diesem „Skythenfürst“ handelt es sich um eine Eismumie, welche im Eis des Permafrostes teilmumifiziert wurde. Die Skythen waren ein indogermanisches Reiternomadenvolk, welches in Gebieten der heutigen Ukraine und Südrußlands ansässig waren (Scinexx 2007^[5]).

2.2.2.4 – Moorleichen

Bei einem Moor handelt es sich je nach Art der Wasserzufuhr, entweder um ein Nieder- oder Hochmoor. Ersteres wird von Grundwasser gespeist, und die zweite Möglichkeit vom Regenwasser. Es handelt sich im Grunde um ein stehendes Gewässer, welches durch eine Anhäufung von abgestorbenen, verfaulenden Pflanzenbestandteilen (v.a. Torfmoose) entweder langsam verlandet, wenn die lebende Torfdecke keinen Zugang zum Grundwasser des Niedermoors mehr besitzt und sich zu einem Waldgebiet entwickelt oder durch günstige äußere Bedingungen zum Hochmoor wird^[6]. Durch diese fortschreitende Vertorfung kommt es zu einem Anstieg von Bitumen- und Huminstoffen (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

Das Wasser im Moor hat je nach Beschaffenheit einen mehr (Hochmoor pH=3-4^[6]) oder weniger (Niedermoor bis pH=8^[6]) sauren pH durch entstandene Huminsäuren. Daher kommt es zur Entkalkung der Knochen, was in weiterer Folge zu seltsamen Verbiegungen des Leichnams führen kann, da ja auch Druck von allen Seiten ausgeübt wird. Huminsäuren wirken im Humusboden ebenso als Speicher für Stickstoffverbindungen (Fallert-Müller 1999), auf diese wird die Gerbwirkung des Moores zurückgeführt, welche zu einer jahrhundertelangen Konservierung von Leichen führt. Im Zusammenspiel mit Luftabschluß haben Huminsäuren eine bakterizide Wirkung, es kommt zu einer relativ sterilen Konservierung der Epidermis und sie hemmen zusätzlich die Autolyse, welche zunächst sehr langsam im Inneren des Leichnams zusammen mit einer Fäulnis der Organe beginnt (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2). Bei dieser Gerbung kommt es zu einer Denaturierung, zu einer Fällung von Eiweiß (Reiter et al. 2007), was eine gute Strukturhaltung ergibt. Es sind auch hier Tannine, pflanzliche Gerbstoffe, an der Gerbung beteiligt, welche ebenso in der Ledererzeugung eingesetzt werden (Fallert-Müller 1999). Muskel- und Fettgewebe lösen sich hingegen oft auf (Baumgard, Schaub 2003).

Die dunkle, braunschwarze bzw. braungrüne Verfärbung des Gewebes ist auf die Pflanzenfarbstoffe der verfaulten Pflanzen im Moor zurückzuführen.

Sehr bekannte Beispiele für Moorleichen sind: Der Tollund-Mann (Bjaeldskovdal, Dänemark), der zum Zeitpunkt seiner Auffindung immer noch die Schlinge um den Hals trug oder der Grauballe-Mann (Jütland, Dänemark), der auffallend rot-blonde

^[6] <http://www.botanik.univie.ac.at/~temsche/moore.html>

Haare besitzt und durch einen kunstvoll ausgeführten Kehlschnitt getötet wurde. Das intensive Rot ist ein Ergebnis des säurehaltigen Wassers. Die „Moorleiche von Windeby“ (Deutschland) war früher auch als „Mädchen von Windeby“ bekannt. Untersuchungen im Jahre 2006 ergaben allerdings, daß es sich um einen Jungen handelt^[7].

2.2.2.5 – Salzleichen

Es kann z.B. in Salzlagerstätten zu Grubenunglücken kommen, wobei Bergleute verschüttet oder eingeschlossen werden. Werden die Körpergewebe vollständig durch das Salz gesättigt, kommt es zu einem Stop des Bakterienwachstums^[8]. Salz hat eine dehydrierende Wirkung, die darin gebundene Flüssigkeit fließt ab. Es kommt zu einer Vertrocknung des Haut- und Muskelgewebes, welches dadurch komprimiert wird und einer gleichzeitigen Durchdringung von Salzkristallen. Im Körperinneren beginnt zunächst Autolyse und Fäulnis bis auch in den inneren Organen durch den Anstieg der Salzkonzentration und dadurch bedingte steigende sterile Bedingungen die laufenden Prozesse durch Umstellung des inneren Milieus eingestellt werden (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2). In hochkonzentrierten salzigen Gewässern laufen diese Vorgänge ebenso ab.

Im Salzbergwerk von Hallstatt, Salzburg, wurde im April 1734 von Bergleuten ein „Mann im Salz“ gefunden. Offensichtlich Jahrhunderte alt, aber gut erhalten und in voller Bekleidung. Allerdings wurde er alsbald als vermeintlicher Heide außerhalb der Friedhofsmauern begraben (Baumgard, Schaub 2003). Somit war die Mumie dem raschen Verfall preisgegeben.

Aufgrund des hohen Salzgehaltes des Gewebes ist dieses überaus anfällig für schädliche Nagetiere wie Mäuse oder Ratten und in feuchter Umgebung für Insektenbefall, da sie zur Eiablage dienen^[8]. Dazu faulen Salzleichen rasch im feuchten Milieu.

2.2.2.6 – Gruftmumien

Bei Gruftmumien, sie stammen in Österreich vor allem aus dem Barock, sind die besonderen Bedingungen in einer Gruft, nämlich gleichbleibende Temperatur und

^[7] <http://www.n-tv.de/panorama/ist-ein-Junge-article175482.html>

^[8] http://www.lederzentrum.de/wiki/index.php/Konservierung_durch_Trocknung,_Salzen_oder_Einfrieren

Luftfeuchtigkeit sowie ein ständiger Luftzug, für die Austrocknung ausschlaggebend. Zusätzlich sind für die Austrocknung die Lagerung auf Holzspänen oder auch Heu, sowie die Verwendung von Holzsärgen von Vorteil. Selbst die chemischen Reaktionen des Eichenholzes von Särgen sind nicht außer acht zu lassen, da auch hier Gerbsäuren entstehen. Genauso werden diese Prozesse von trockenen, sandigen Böden gefördert, auf denen die durch Autolyse und Fäulnis entstehenden Flüssigkeiten rasch abfließen können. Die Trocknung verursacht einen erheblichen Gewichtsverlust, das Restgewicht des Körpers eines mumifizierten Erwachsenen kann nur noch 10 bis 20 Kilo betragen. Aber es kommt auch Schimmelpilzbefall der Leichname in Frage. Diese können um das eigene Überleben zu sichern bakterizide, somit fäulnishemmende Substanzen produzieren, oder sie bilden nach dem Absterben eine feste Kruste, welche Wasser vom Eindringen abhält und es kann auf diesem Wege eine Mumifizierung zustande kommen. Schwermetalle sind ebenso an Mumifizierungsprozessen beteiligt, diese können sowohl von Särgen Wohlhabender und Adelliger stammen oder vom Wandmörtel (Baumgard, Schaub 2003).

Zu den bekanntesten Gruftmumien in Österreich zählen jene in der sogenannten „Herrengruft“ von St. Michael in Wien. Man kann dort einige Mumien aus dem 17. Jahrhundert in ihren offenen Särgen sehen (Baumgard, Schaub 2003).

2.2.3 Künstliche Konservierung:

Aufgrund des Bedürfnisses, die Toten möglichst lebensnahe zu erhalten und aufgrund einer genauen Beobachtung natürlicher Vorgänge entwickelte der Mensch in vielen Kulturen über den Erdkreis verteilt verschiedene Methoden der Konservierung. Mit der Zeit kamen neben zunächst offensichtlich religiösen Gründen wie z.B. in Ägypten, auch Wissens- und Forscherdrang hinzu und es kam zur Entwicklung medizinischer Konservierungstechniken.

Die folgenden Aufzählungen sollen einen Überblick der bekanntesten Methoden darstellen und diese können aufgrund einer unüberschaubaren Vielfalt und dadurch bedingten Ausuferung in dieser Arbeit nicht vollständig aufgezählt werden.

2.2.3.1 – „Trockene“ Konservierung

Bei der „trockenen“ Konservierung erhält man ein Präparat, welches außerhalb eines flüssigen Konservierungsmittels gelagert werden kann.

2.2.3.1.1 – Mumifikation

Die Mumifikation erfolgte zu Beginn zufällig vor allem in heißen oder kalten und trockenen Gegenden der Erde und der Mensch lernte im Laufe der Zeit mit Hilfe verschiedenster Mittel eine künstliche Mumifikation in höchster Vollendung zu erreichen.

2.2.3.1.1.1 – Ägyptische Mumien

Die bekanntesten Mumien stammen aus dem Alten Ägypten und diese sind auch bisher am besten untersucht. Die folgenden Zeitangaben sind bloß ungefähre und sehr unsichere Angaben, sie können auch um etwa 50 Jahre später angesetzt werden (Hoffmann 2000). Die Balsamierer des Alten Reiches, 3.-8. Dynastie ca. 2707-2170 v. Chr. (Hoffmann 2000), konzentrierten sich darauf, die Körper der Verstorbenen für das Totenreich zu erhalten. Da ihnen wahrscheinlich das Wissen um Konservierung des Fleisches fehlte, legten sie das Hauptaugenmerk auf kunstvoll und lebensnahe arrangierte Binden aus Leinen, auch die Finger und Zehen einzeln zu umwickeln und die Form des Körpers mit Gips lebensnahe dazustellen. Die wenigen erhaltenen Ergebnisse dieser Mumifikation sind eher von bescheidener Natur. Allerdings begannen die Balsamierer in dieser Zeit auch mit Natronsalzen zu experimentieren und dem Körper damit Flüssigkeit zu entziehen. Seit der Zeit des Mittleren Reiches, 11.-12. Dynastie 2119-1794/3 v. Chr. (Hoffmann 2000), verwendete man regelmäßig Natron um die Körper zu trocknen. In diese Epoche begann man die Toten immer häufiger durch einen Schlitz in der Bauchwand auszuweiden. Ebenso durchstieß man das Siebbein durch die Nase und entfernte das Gehirn mit einem Hacken. Die außenliegenden Binden wurden aufgrund einer neuen Konservierungstechnik mit einer Schicht aus Harzen verschiedener Pflanzen bestrichen (David, Archbold 2001).

Dies führte etwa ab dem 12. Jahrhundert zu einer Verwechslung mit Bitumen bzw. Erdpech, da das verwendete Harz mit den Binden im Laufe der Zeit zu

einer schwarzbraunen, teerigen Masse verklumpten. Das persische Wort „mûm“ bzw. das arabische „mûmiya“, welche zunächst für Wachs und später für Bitumen (es soll heilende Wirkung haben) stehen, führten zur Bezeichnung „Mumie“. Zerriebene Mumien wurden auf Grund dessen lange Zeit als Heilmittel verwendet (Fleckinger et al. 2007).

Tatsächlich wurden anhand von verschiedenen chemischen Analysemethoden im sogenannten „Balsam“ neben verschiedenen Harzen, Bienenwachs, pflanzlichen Teeren sowie Ölen und Tierfetten auch Bitumen nachgewiesen. Die Balsamierungsart und -zusammensetzung erfolgte je nachdem was die Hinterbliebenen zu bezahlen bereit waren (Baumgard, Schaub 2003).

Eine weitere neue Praxis wurde schließlich im Neuen Reich, 18.-20. Dynastie 1550-1070/69 v. Chr. (Hoffmann 2000), eingeführt: Nämlich die Überkreuzung des rechten über den linken Arm über der Brust mit flach aufgelegten Händen. Allerdings geschah dies nur bei männlichen Mitgliedern des Königshauses. Der Pharao hielt dagegen zusätzlich die Insignien der Macht in Händen. Genauso wurden die Organe bis auf das Herz als Sitz des Verstandes sowie der Gefühle und die Nieren dem Körper entnommen, die Körperhöhle mit z.B. Palmwein ausgewaschen (David, Archbold 2001) oder mit auf Temperatur gebrachten „Balsam“ (Baumgard, Schaub 2003) und mit Natron aufgefüllt. Die entnommenen Organe (Leber, Magen, Darmtrakt und Lunge) wurden getrennt davon ebenfalls getrocknet und anschließend in Kanopenkrügen verwahrt. Der ausgeweidete Körper wurde nach der Waschung mit ausreichend Natronkristallen bedeckt und nach Beendigung des Trocknungsverfahrens mit verschiedensten Füllmaterialien wie u.a. Sägespäne oder Stoffstreifen (Baumgard, Schaub 2003) und mit Harz aufgefüllt (David, Archbold 2001).

Die ältesten Aufzeichnungen dieser Kunst sind von Herodot etwa 500 v. Chr. erhalten. Darin beschreibt dieser preislich unterschiedliche Methoden der ägyptischen Mumifikation. Allerdings scheint der von ihm angeführte Zeitraum von 70 Tagen der Natrontrocknung etwas übertrieben, spätere Angaben von 30 (Ráček 1990) bzw. 40 Tagen (Gräfe 1984 und David, Archbold 2001) sind wohl eher wahrscheinlich. Auch wurden die Leichname nicht sofort nach Eintritt des Todes zum Balsamierer gebracht, oft erst Tage später. Die beginnende

Verwesung sollte nach Herodot wohl verhindern, daß sich die Männer an weiblichen Körpern vergingen.

2.2.3.1.1.2 – Amerikanische Mumien

Extreme Klimabedingungen in Teilen Amerikas führten bei sorgfältig bestatteten Verstorbenen zu Weichteil- und Haarerhaltung. So führten die extreme Trockenheit des Küstenlandes von Peru und Chile, sowie die tiefen Temperaturen des Hochlandes der Anden von Bolivien und auch Perus zur Mumifikation. Die Leichname wurden in Hockstellung verschnürt, eingewickelt in dicke Schichten von riesigen, kunstvoll gearbeiteten und kostbaren Totentüchern sowie ausgestattet mit verschiedenen Grabbeigaben zum Teil in Nischen von aus Tonziegeln erbauten Tempeln gestellt. Mangels Grabstätten wurden auch oft kunstfertig geformte und verzierte Tongefäße über die Toten gestülpt (Ráček 1985).

1925 wurde von TELLO J. C. zwei große unterirdische Gräberfelder auf der Halbinsel Paracas entdeckt und man barg hunderte vor allem männliche Mumien in flachen Körben hockend und fest in mehrere Lagen von Tüchern verschnürt (Seeler 2006). Viele der Toten wurden aufgrund eines langsamen Räucherns über Feuer zu Trockenmumien umgewandelt und es wird angenommen, daß man sie aus verschiedenen Gegenden zu dieser heiligen Stätte transportierte. Durch TELLO J. C. wurden noch weitere Mumifikationstechniken bekannt. Bei einigen Toten ist der Schädel abgetrennt und durch das Foramen magnum könnte das Gehirn entfernt worden sein. Herz und Lunge sind durch einen Querschnitt durch den Brustkorb, sowie durch einen Längsschnitt im Unterleib die Eingeweide entnommen worden. Bei der Räucherung wurden wahrscheinlich auch geeignete Kräuter mitverbrannt (Ráček 1985).

Neuere Forschungen ergaben, daß sehr viele Mumien auf natürliche Weise mumifiziert sind, bei einigen wurden Zeichen von Ausweidung entdeckt, die Körperhöhlen wurden wohl mit verschiedenen Pflanzen und Kräutern ausgestopft (Aufderheide 2003) und die Trocknung über Feuer war bei den männlichen Aristokraten anscheinend üblich.

2.2.3.1.2 – „*Rosalia Lombardo*“ als Beispiel für eine moderne Balsamierung

Rosalia Lombardo gilt heute als „schönste Mumie der Welt“. Es handelt sich dabei um ein zweijähriges Mädchen, welches 1920 an den Folgen der Spanischen Grippe verstarb und nun seit 90 Jahren in der Kapuzienergruft in Palermo in einem Glassarg liegt. Aber nicht alleine die Kunst des Einbalsamierens des Präparators SALAFIA A. sowie der großen Einsatz des Vaters verhalfen der Mumie zu einem beeindruckenden schlafenden Antlitz, auch das besondere Klima der unterirdischen Gruft hat zur perfekt anmutenden Konservierung beigetragen. Es wurde bis vor kurzem angenommen, daß mit dem Tod SALAFIA A. im Jahre 1933 das Geheimnis seiner Einbalsamierungslösung verloren ging. Allerdings entdeckte der italienische Anthropologe PIOMBINO-MASCALI D. handgeschriebene Manuskripte anhand derer die verloren geglaubte Lösung wiederentdeckt und deren Zusammensetzung im Jahre 2009 veröffentlicht wurde. Das SALAFIA das Blut mit einer chemischen Flüssigkeit ausgetauscht hatte war bekannt. Nun weiß man, daß er bereits als Vorreiter der modernen Konservierung eine Formalinlösung benutzt hatte. Weitere Substanzen waren: Zinksulfat, Chloride, Glycerin, Alkohol sowie Salicylsäure. Die Wiederentdeckung der originalen Zusammensetzung eröffnet der Wissenschaft eine Chance, die bereits angegriffene Mumie zu retten^[9].

2.2.3.1.3 – *Plastination*

Das Verfahren zur Herstellung von lebensnahe erscheinenden Präparaten in Form und Färbung einzelner Organe bzw. gesamter Körper, welche bei richtiger Anwendung nicht nur trocken und frei von Geruch, sondern sogar unbegrenzt haltbar sein sollen, wurde von Gunther von Hagens im Jahre 1977 an der Universität Heidelberg entwickelt und zum Patent angemeldet. Bei diesem Verfahren werden Wasser und Lipide in organischen Geweben durch aushärtende Polymere ersetzt. Dadurch entstehen elastische und flexible Präparate. Es gibt verschiedene Einsatzmöglichkeiten der Plastination: Man

^[9] <http://abenteuerwissen.zdf.de/ZDFde/inhalt/1/0,1872,8063105,00.html>

kann Leichname im Ganzen plastinieren oder auch Serien von Scheibenpräparate herstellen. Die Techniken unterscheiden sich u.a. in den verwendeten Klassen des aushärtenden Polymers, welche die mechanischen (elastisch sowie flexibel) und optischen (Durchsichtigkeit) Eigenschaften des Präparats bestimmen (Hagens 1987).

Die Plastination ganzer Körper bzw. einzelner Teilpräparate oder Organe erfolgt über mehrere Arbeitsschritte nach HAGENS Protokollen der Jahre 1979 und 1985-87: (Hagens 1979, 1985/86, 1987 und 2007^[10])

1. Fixierung:

Die Fixierung erfolgt mit dem heute gebräuchlichsten Fixiermittel, nämlich Formalin, welches wie im Kursbetrieb in die großen Arterien des Körpers mittels Pumpen injiziert wird. Es wird eine 5- sowie 20%ige Konzentration verwendet. Ebenso wird die KAISERLING-Lösung angewendet, um die Bewahrung der Farben des Präparates zu erhöhen.

2. Präparation:

Die Präparation erfolgt mit herkömmlichen Werkzeugen und althergebrachter Techniken der Präparationskunst mittels Skalpell, Schere und Pinzette. Der Unterschied zur klassischen Kurspräparation liegt in der künstlerischen Umsetzung, die anhand von gezeichneten Vorlagen erfolgt.

3. Entwässerung und Entfettung:

Der eigentliche Prozeß der Plastination erfolgt in zwei Arbeitsschritten, welche auf Austauschvorgängen basieren. Zunächst wird das im Körper befindliche Wasser durch intermediäre Lösungsmittel wie z.B. Aceton herausgelöst. Es soll über einen hohen Dampfdruck, aber einen niedrigen Siedepunkt verfügen, da dies bei der Polymer-Lösung genau der umgekehrte Fall ist. Aceton hat den Siedepunkt bei +56°C und Methyl-Chlorid bei +40°C. Das fertig präparierte Objekt wird so lange in ein entsprechendes kaltes Bad eingelegt bis der Prozeß abgeschlossen ist – je nach Größe für einige Wochen bzw. einige Monate. Danach wird die Flüssigkeit im Bad auf Zimmertemperatur erwärmt. In diesem Arbeitsgang werden die löslichen Fette aus dem Gewebe gelöst.

^[10] http://www.plastinarium.de/de/konservierung_plastination/technik_plastination.html

4. „Forcierte Imprägnierung“:

Nach dem Wasser-Austauschprozeß erfolgt der Hauptschritt der Plastination. Der zweite Austausch findet ebenfalls in einem Bad statt. Nun wird das Lösungsmittel gegen einen Kunststoff, wie etwa Silikonkautschuk mit Hilfe einer Vakuumkammer ausgetauscht. Durch das erzeugte Vakuum beginnt das Lösungsmittel zu verdampfen und der entstandene Unterdruck zieht den flüssigen Kunststoff ins Gewebe bzw. in die Zellen. Dieser Vorgang erstreckt sich über einige Wochen.

5. *Positionierung*:

Wenn das Präparat vollständig vom Kunststoff durchtränkt ist, verfügt es noch einige Zeit über Flexibilität und man kann es nach Wunsch positionieren.

6. *Gashärtung*

Das mit Silikon getränkte Präparat wird in einem letzten Arbeitsschritt mit speziellen Gasen gehärtet. Verwendet man für die Plastination dagegen Polyester- oder Epoxidharze, so wird für den Härtingsprozeß Licht bzw. Wärme eingesetzt.

Durchsichtige Organ- bzw. Körperscheiben also „Scheibenplastinate“ werden mit Hilfe von Epoxid- oder Polyesterharzen ($n_D20=1,52-1,58$) hergestellt, da Silikon nur undurchsichtige Präparate hervorbringt. Der Lichtbrechungsindex beläuft sich bei Silikonpräparaten auf $n_D20=1,40$. Für Gehirnschnitte verwendet man Polyesterharze. Bei dieser Plastinationsmethode wird zunächst das Exponat tiefgefroren mit einer Bandsäge in Scheiben geschnitten und nach demselben Prinzip der Dehydrierung und Entfettung weiterbearbeitet. Die optimale Dicke beläuft sich auf 2,5 mm; dünnere Scheiben wären zu blaß. Bei Epoxidharzen kann man den Fixationsschritt übergangen, da die Harze bereits festigende Eigenschaften besitzen. Nach der forcierten Imprägnierung werden die Scheiben zwischen Glasplatten oder Polyester-Folien gelegt und gehärtet. Es gibt zwei Methoden der Scheibenplastination: Die der „Trockenlegung“ und jene der „sich füllenden Methode“.

Bei der Abtropfmethode werden die gesättigten Scheiben aus Gewebe zwischen Polyesterfolien gestellt, diese mit Glasplatten bedeckt und zusammen festgeklammert. In eine schiefe Position gebracht läuft das überschüssige Harz ab. Diese Scheibenplastinate eignen sich für makrohistologische Studien. Gewebeteile von Interesse können ausgeschnitten und für die Licht- und Elektronenmikroskopie bearbeitet werden.

Mit der sogenannten „füllenden“ Methode können plastinierte Gewebescheiben von gleichförmigen Dicke und glatter, glasartiger Oberfläche erzeugt werden. Dazu wird ein flaches Behältnis um das gesättigte Scheibenpräparat gebaut. Dieses besteht aus gehärteten Glasplatten, die voneinander durch eine elastische Dichtung getrennt sind. Der Hohlraum wird mit Harz aufgefüllt und die Luftblasen unter Vakuum abgesaugt. Die Härtung erfolgt unter UVA-Licht und/oder Hitze.

2.2.3.2 – „Nasse“ Konservierung (Einteilung nach STEINMANN 1982 und KURZ 1978)

Bei der sogenannten „nassen“ Konservierung setzt man verschiedenste Fixiermittel ein. Nach der erfolgten Fixierung, die bloß einige Stunden bzw. Tage je nach Größe des behandelten Präparats dauert, spricht man von Konservierung (Steinmann 1982). Wie schon bei der Fixierung verbleiben auch bei der Konservierung die Präparate im jeweils verwendeten flüssigen Einlegemedium.

Im Grunde besteht organisches Gewebe aus drei großen chemischen Gruppen: Fette, Kohlenhydrate und Proteine. Mechanisch präparativ kann für eine Konservierung zwar sehr viel Fett entfernt werden, trotzdem muß man ein Ranzig-werden sowie Verflüssigen des Fettes verhindern. Dies kann nur durch eine Veränderung der chemischen Strukturen erzielt werden (Steinmann 1972).

Eine Fixierung durch Konservierung ist bei Kohlenhydraten äußerst schwierig. Monosaccharide lassen sich im Grunde gar nicht und Polysaccharide nur schwer durch Fällungsreaktionen fixieren, die dazu z.T. wieder reversibel sind (Steinmann 1972).

In erster Linie richten sich die Prozesse der Fixierung auf die Proteine (Steinmann 1982). Eine Möglichkeit ist die Koagulation oder Fällung, wobei durch Wasserentzug

aufgrund der Anwendung von Flüssigkeiten mit dehydrierender Wirkung das im Gewebe befindliche Eiweiß ausflockt. Dieser Vorgang ist reversibel, da sich Protein durch diesen Vorgang chemisch nicht verändert. Man braucht nur wieder Wasser zuführen. Denaturierung, z.B. durch einwirkende Hitze, stellt bereits einen Eingriff in das Molekül dar, es wird in eine stabilere Form gebracht. Die beste Form der Stabilisierung der Proteinmoleküle erzielt man durch Vernetzung. Proteinmoleküle besitzen eine Faserstruktur, die durch eine vorhergegangene Denaturierung besser zum Vorschein kommt. Bei einer Vernetzung legen sich nun diese Molekülfasern der Proteine aneinander und bilden chemische Bindungen aus (Steinmann 1972).

Allgemein gibt es nun zwei Typen von Fixierungsmitteln (Steinmann 1982):

- Die einen geben einen Anstoß zur Vernetzung der Moleküle. Dabei handelt es sich um Alkohol-, Salz- sowie Säuretypen.
- Die anderen binden Teile des Fixiermittels selbst an die Moleküle. Das wäre der Formalintypus.

Fehler beim Fixieren können insofern passieren, daß man das Exponat in zu wenig Fixiermittel einlegt (5-10x mehr Flüssigkeit als dessen Volumen ausmacht sollte die Regel sein) oder auch eine falsche Konzentration des gewählten Mittels anwendet (Steinmann 1982).

- Ist Konzentration zu hoch, härtet die Oberfläche des Exponats schneller aus als die Fixierflüssigkeit in die Tiefe diffundieren kann bzw. verlangsamt diese den Prozeß erheblich.
- Zu schwache Konzentration dagegen kann dazu führen, daß sich die Gewebsflüssigkeit noch weiter verdünnt. Die Fixierflüssigkeit wird im Lauf der Zeit kontinuierlich unwirksamer und dies kann schlußendlich bis zur unerwünschten Mazeration führen.

Unter anderem stellt man Mindestanforderungen an eine Konservierungsflüssigkeit: Diese muß keimabtötend sowie fungizid sein. Die Flüssigkeit soll nicht trüb, sondern absolut klar sein und ebenso ein neutrales oder nur schwach basisches bzw. saures Verhalten zeigen. Wichtig ist dabei auch bei einer längeren Aufbewahrungszeit eine gewisse chemische Stabilität (Steinmann 1972).

2.2.3.2.1 – *Fixier- und Konservierungslösungen*

Es ist wichtig, rasch nach Eintreten des Todes die gewünschten Präparate in eine Fixierlösung zu überführen, die nur geringe Veränderungen des organischen Gewebes wie Quellungen bzw. Schrumpfungen bewirkt. Bei Schrumpfungen hat man das Problem, daß sie auch erst später bzw. allmählich eintreten können. Dies kann man gering halten, indem man die Konzentration der Fixiermittel nur schrittweise erhöht und somit eine langsame Fixierung durchführt. Das Herauslösen von Komponenten aus dem Präparat läßt sich in einigen Fällen durch einen stabilen, bloß schwach sauren bzw. einen neutralen pH-Wert verhindern (Steinmann 1982).

2.2.3.2.1.1 – Alkohol

Alkohol ist eines der ältesten Fixierungs- und Konservierungsmittel, welches heute hauptsächlich in der Zoologie Anwendung findet. Das chemische Prinzip dieser Fixierung ist der Wasserentzug aus dem Gewebe der Präparate, was aber leider auch in weiterer Folge z.T. zu massiven Schrumpfungen führt. Man beginnt die Überführung mit geringprozentigen Alkohol, 30-40% und erhöht stufenweise auf 70%igen Alkohol. Diese Konzentration sollte unbedingt – trotz Verdunstung – erhalten bleiben, damit Mazeration vermieden wird. Alkohol löst Fette aller Art sowie Cholesterinverbindungen und dergleichen. Negativ wirkt er sich bei längerer Einwirkung auf Farben und Pigmente aus, da er zusätzlich bleichende Wirkung hat. Ebenso ist die leichte Verdunstung ein Nachteil, dem man allerdings durch Zugabe von 5% Glycerin entgegenwirken kann (Steinmann 1982).

2.2.3.2.1.2 – Formalin (BLUM)

Formalin ist ebenso unter der Bezeichnung „Formol“ bekannt und wurde von J. BLUM 1893 als Konservierungsmittel eingeführt. Es handelt sich dabei um in Wasser gelöstes Formaldehydgas bzw. „Methanal“, welches von dem Chemiker HOFMANN 1868 entdeckt wurde (Kurz 1978). Daher hat Formalin auch die unerwünschte Eigenschaft, der fertigen Lösung wieder zu entweichen. Diese Dämpfe sind gesundheitsschädlich und wirken reizend auf die Schleimhäute.

Dieser Umstand kann unter Umständen zu allergischen Reaktionen führen. Daher sollte man sich bei längerer Arbeitszeit durch Handschuhe und Atemmasken vor den Formaldehyddämpfen schützen. Da die handelsübliche Formaldehydlösung in relativ hoher Konzentration (35-40%) vertrieben wird, sollte man diese zur praktischen Anwendung mit neun Teilen Wasser verdünnen. Dies ist noch dazu von Nöten, da Formalin eine äußerst härtende Auswirkung auf die Präparate hat (Steinmann 1982) und diese noch dazu spröde macht (Kurz 1978). Auch ist zu beachten, daß Formalin nur bei einem pH-Wert von 6-8 Wirksamkeit zeigt (Kurz 1978).

Ist die verwendete Formalinlösung zu schwach, kann es sehr leicht zu einer Schimmelbildung kommen. Dem kann man durch Zugabe von Karbol entgegenwirken. Allerdings schadet dies dem Präparat (Tandler 1925).

Trotz Härtung des Gewebes durch Formalin schrumpft dieses nicht und die Struktur bleibt erhalten. Die bleichende Wirkung ist nicht so stark wie beim Alkohol, allerdings werden auch bei dieser Fixierung die Farben durch das Formalin zerstört und das Hämoglobin schnell aus Organen und Geweben ausgelaugt (Hermann 1893). Der letzteren Aussage widersprach BLUM F. allerdings im selben Jahr: Er war der Meinung, daß die roten Blutkörperchen deutlicher hervortreten als bei der Alkoholfixierung (Blum 1893).

Bei einer späteren Veröffentlichung gab BLUM allerdings zu, daß es bei der Formalinhärtung anscheinend doch zu Verlusten der Farbe von Myoglobin und Hämoglobin kommt. Durch eine nachträgliche Entwässerung mit Alkohol könne man seiner Meinung nach die natürliche Färbung unter dem Mikroskop wieder sehen (Blum 1896).

2.2.3.2.1.3 – Formalinalkohol

Durch das Mischen beider Flüssigkeiten versucht man den jeweiligen Nachteilen entgegenzuwirken. Man erreicht damit, daß die Schrumpfung durch Alkohol vermindert und die Gasbildung des Formaldehyds gesenkt wird und im allgemeinen die Fixierung schneller erfolgt, als durch jedes Fixiermittel für sich alleine (Steinmann 1982).

2.2.3.2.1.4 – Glycerin

Bereits 1779 wurde das Glycerin von SCHEELE entdeckt. Für die Konservierung wurde es allerdings erst später verwendet (Kurz 1978). Glycerin läßt sich mit wasserhaltigen Konservierungsflüssigkeiten und Alkohol gut mischen und da es neben konservierender auch gute hydroskopische Eigenschaften besitzt, gibt man es oft Fixierlösungen bei. Es hält Präparate geschmeidiger und selbst Trockenpräparate von Organen werden dadurch elastisch gehalten. Allerdings ist man gezwungen Thymol beizumengen, um Bildung von Schimmel zu vermeiden (Steinmann 1982). Falls man Glycerin rein verwendet, erhält man stark klebrige Präparate, was einen ziemlichen Nachteil darstellt (Kurz 1978).

2.2.3.2.1.5 – Methode nach LASKOWSKI bzw. „Genfer Konservierungslösung“

Man nimmt an, daß LASKOWSKI als erster eine Glycerin-Mischung zur Konservierung von Leichen verwendet hat. 1878 veröffentlichte er seine „Genfer Konservierungslösung“, die aus folgenden Zusätzen besteht: Glycerin und Phenol im Verhältnis 10:1. SCHIEFFERDECKER mengte 1880 diesem Gemisch Alkohol und Wasser bei. Eine weitere Version besteht zusätzlich aus Kochsalz, Natronsalpeter und Buchenholzteerkreosot (Kurz 1978).

2.2.3.2.1.6 – Methode nach KADYI

1901 hat KADYI für ein Fixiermittel dem Glycerin 2-5%igs Chloralhydrat beigemischt. Als Konservierungslösung danach verwendete er eine reine 2%ige wäßrige Chloralhydratlösung. Diese Lösung ist zwar leicht desinfizierend allerdings nur bedingt konservierend. Ebenso wird die Organoberfläche dadurch leicht aufgehellt. Später fügte KADYI seiner Fixationslösung noch Formalin bei (Kurz 1978).

2.2.3.2.1.7 – Chinosollösung

Chinosol (oxychinolinsulfosaures Kalium) wird u.a. in der Botanik sowie in der Kosmetikindustrie verwendet, da es bakterizide und fungizide Eigenschaften

besitzt. Von Vorteil ist, daß es sich nicht härtend auswirkt. Daher wird es vor allem bei zuvor mit Formalin fixierten Präparaten als Konservierungsmittel verwendet. Chinosol wird im Handel als Pulver oder Tabletten vertrieben, das man in Wasser im Verhältnis 1:500 auflösen kann (Steinmann 1982).

2.2.3.2.1.8 – Phenoxetol (STEINMANN u. Mitarbeiter)

Bei Phenoxetol handelt es sich um ein in der Humanmedizin verwendetes Desinfektions- und Antischimmelmittel. In der Kosmetikindustrie wird es als Konservierungsmittel und in der Botanik als Insektizid angewendet. Es handelt sich dabei um eine aromatisch riechende, etwas ölige, jedoch klare und ungiftige sowie unbrennbare Flüssigkeit, die in Wasser schlecht, dagegen in Alkohol, Äther und NaOH leicht zu lösen ist. Allerdings hat Phenoxetol keine eiweißfällenden Eigenschaften, weshalb mit einem der üblichen Fixiermittel gründlich vor-fixiert werden muß. Dafür eignen sich neben Formalin und Alkohol auch die farberhaltenden Fixierungslösungen JORES (1913), KAISERLING (1896) oder auch ROMHÁNYI (1946). Nach einer gründlichen Wässerung kann man die vorfixierten Präparate in einer 1-2%igen Phenoxetol-Lösung überführen. Zu Schrumpfungen oder Quellungen kommt es nicht, allerdings führt es zu langsamen Erweichungen der zuvor in Formalin gehärteten Präparate. Es kann ebenfalls zu einer leichten Farbverbesserung führen (Steinmann et al. 1975 und Steinmann 1982).

2.2.3.2.2 – *Die farberhaltende Konservierung / Theorie nach LORKE*

Der farbige Eindruck von Geweben und Organen beruht auf Lichtbrechung sowie -absorption der Eigenfarbe von Organen wie z.B. Gallenfarbstoff, durch Einlagerung von Pigmenten, wie etwa in Haaren usw. Vor allem sind es allerdings der Blut- und Muskelfarbstoff. Sind die Farbstoffe der zuerst genannten in der Regel stabil, ist das beim Häm- und Myoglobin nicht der Fall. So kann eine Farbveränderung durch Sauerstoffaufnahme bzw. -abgabe, durch Vertrocknung oder auch Einwirken von Fixiermitteln beeinflusst werden. Diese Farbveränderungen hängen mit dem Eisenatom in der Mitte des Moleküls

zusammen, welches befähigt ist, Sauerstoff zu binden bzw. abzugeben (Steinmann 1982). Liegt dieses Eisenion in einer Eisen-(II)-Verbindung vor, ist es von leuchtend roter Färbung. In seiner oxidierten Form, einer Eisen-(III)-Verbindung, ist es dagegen schwarzbraun gefärbt (Kessler 1989).

Um eine Farberhaltung in der Eisen-(II)-Verbindung (Kessler 1989) zu gewährleisten, muß man den Farbstoffanteil stabilisieren, vor Oxidation schützen oder in eine ähnliche, aber stabile Farbe überführen. Allerdings stellt die Aufbewahrung ein Problem dar: Die Präparate müssen ohne Luftzufuhr, möglichst ohne Tageslicht, in eine formalinfreie sowie pH-neutrale Lösung überführt werden (Steinmann 1982).

2.2.3.2.2.1 – Versuch von GRAWITZ

Nach STEINMANN ist der Versuch von GRAWITZ 1886 der älteste, der in der Literatur zum Thema Farberhalt zu finden ist. Dieser wollte gleichzeitig mit einer Fixierung eine Farberhaltung erzielen und verwendete dazu Zucker, Kalk, Borsäure und Salpeter (Steinmann 1972).

2.2.3.2.2.2 – Die Farberhaltung nach MELNIKOW-RASWEDENKOW

Gleichzeitig und unabhängig voneinander veröffentlichten KAISERLING, JORES und MELNIKOW-RASWEDENKOW 1896 ihre Methoden. Das Verfahren von MELNIKOW-RASWEDENKOW ist eine sehr umständliche „Formalin-Gas-Methode“ welche sich nicht durchgesetzt hat (Kurz 1978 und Kessler 1989).

2.2.3.2.2.3 – Die Farberhaltung nach KAISERLING

Grundsätzlich handelt es sich laut KAISERLING C. (1922) dabei um eine Erhaltung bzw. Umwandlung des Hämoglobins sowie des Myoglobins in eine stabile Form (Steinmann 1972).

Das im frischen Blut vorhandene Oxihämoglobin wird bei dieser Methode in verschiedene Modifikationen des Hämatins umgewandelt. So wird Oxihämoglobin aufgrund einer Reduktion – ausgelöst durch Formalin – zu

Methämoglobin und das vorhandene Kaliumnitrat fördert zusätzlich diese Bildung. Das zusätzlich entstandene Kathämoglobin stellt eine relativ stabile hellrote Verbindung dar. Die hohe Kaliumacetatkonzentration verhindert ein zu starkes Schrumpfen wie die verschiedenen Salze insgesamt eine Fixation der Präparate fördern (Kessler 1989).

Bei der Methode nach KAISERLING verwendet man drei verschiedene Lösungen um eine Farberhaltung des Präparats zu erreichen (Romeis 1989):

- *Fixierlösung:*

In dieser Lösung werden die Präparate mindestens einen bis drei Tage fixiert. Dafür werden zu einem Liter Aqua dest. 200mL handelsübliches 40%iges Formalin (Steinmann 1982) zugegeben und 15g Kaliumnitrat sowie 30g Kaliumacetat darin aufgelöst (Romeis 1989).

- *Restitutionsflüssigkeit:*

Nach der Fixierung wird auf das Waschen des Präparats verzichtet und zur Farbauffrischung so lange in 80%igen Alkohol verbracht, bis das Blut wieder in seiner ursprünglichen Farbe erscheint (Romeis 1989). Nach STEINMANN verwendet man dazu 90%igen Alkohol und belässt das Präparat für etwa einen Tag darin (Steinmann 1982).

- *Aufbewahrungsflüssigkeit:*

Ist ein gutes Ergebnis der Auffrischung der Farbe erreicht, wird der Vorgang durch die Aufbewahrung in einer eigenen Flüssigkeit abgeschlossen. Und zwar verwendet man für diese Lösung zwei Liter Aqua dest., 400mL Glycerin, welches auch durch Karion ersetzt werden kann, 4ml Karbolsäure und 200g Kalziumacetat (Romeis 1989). STEINMANN führt bloß einen Liter Aqua dest. für die Mischung aus Glycerin und Kalziumacetat an und er rät pro hergestelltem Liter der fertigen Lösung 1,5mL Carbolsäure oder Thymol zur Schimmelvermeidung beizumengen (Steinmann 1982).

2.2.3.2.2.4 – Die Methode nach JORES

Einige Jahre vor KAISERLING C. entwickelte JORES L. (bereits 1913) seine Methode zur farberhaltenden Konservierung. Die Farbe des Blutes erscheint

dunkler als bei KAISERLING was der natürlichen Farbgebung näher kommt. KAISERLING hat diese ältere Methode verworfen, da sich dabei Oxihämoglobin nicht zu Kathämoglobin umwandelt (Kessler 1989).

JORES verwendete für seine Methode zwei Lösungen (Romeis 1989):

- *Fixierflüssigkeit:*

In einem Liter Aqua dest. werden 50g künstliches Karlsbadersalz aufgelöst. Dieses Salz besteht aus 22 Teilen Natriumsulfat, 1 Teil Kaliumsulfat, 9 Teilen Natriumchlorid sowie 18 Teilen Natriumbikarbonat. Weiters mengt man zu dieser Lösung noch 50mL Formalin und 50mL konzentriertes Chloralhydrat zu. Das Präparat wird darin einige Tage bis Wochen fixiert (Romeis 1989). STEINMANN führt weiters noch an, daß die Fixierung an einem kühlen Ort durchgeführt werden sollte (Steinmann 1982).

Nach erfolgter Fixierung wässert man das Präparat für mindestens sechs Stunden bis zu einem Tag unter fließendem Wasser und führt es in die zweite Lösung über (Romeis B. 1989). Erfolgt die Wässerung zu kurz, kann dies zu einem späteren Zeitpunkt zu einem Farbverlust führen (Steinmann 1982). Bei dieser Methode erübrigt sich der Alkoholschritt (Romeis 1989).

- *Aufbewahrungsflüssigkeit:*

In einem Liter Aqua dest. werden 300g Kaliumazetat gelöst und schließlich 600mL Glycerin beigemischt. Glycerin kann wiederum gegen Karion ausgetauscht werden (Romeis 1989).

2.2.3.2.2.5 – Die Methode nach HAMDI

Die von HAMDI H. 1924 entwickelte Methode ist weniger gut als die Methoden von KAISERLING oder JORES, aber sie ist dafür kostengünstig und unkompliziert anzuwenden. Die Fixierung erfolgt in 10%iger Formalinlösung, worauf eine eintägige Wässerung unter fließendem Wasser folgt. Das Präparat wird abgetrocknet und in folgende Lösung eingelegt (Steinmann 1982):

- *Einlegeflüssigkeit:*

In einem Liter Wasser werden 100g NaCl sowie 5g Natriumsulfat (Glaubersalz) aufgelöst und die Lösung danach filtriert. Dieser Lösung

werden 50mL Glycerin beigemischt und um Schimmelbildung vorzubeugen zusätzlich einige Tropfen gesättigter Kampferlösung.

- *Aufbewahrungsflüssigkeit:*

Die endgültige Aufbewahrung erfolgt in einer farblosen, gefilterten 50%igen Kochsalzlösung unter Vermeidung von Lichteinfall.

2.2.3.2.2.6 – Die ROMHÁNYI-Farbfixierlösung

Diese Methode stellt eine tatsächliche Verbesserung der von KAISERLING und JORES entwickelten Konservierungslösungen dar. Sie ist deutlich einfacher in der Handhabung und ergibt schönere Farbergebnisse (Steinmann 1972).

Der Farbumschlag bei dieser Methode ergibt ein ganz typisches kräftiges Rot, welcher sich innerhalb von Minuten bis Stunden vollzieht. Die Reduktion des Haems zu einer ebenfalls roten Hämochromogenverbindung wird durch Zugabe stickstoffhaltiger Amine wie z.B. Nikotin ausgelöst (Kessler 1989).

In diese Lösung kann man selbst Präparate einlegen, welche bereits durch Methoden von JORES, KAISERLING, PICK oder in Formalin fixiert wurden.

- *Gebrauchslösung:*

Wenn man zu einem Liter Aqua dest. 120mL 40%iges Formalin, 10mL Pyridin, 10mL 5%iges wäßriges Nicotin crudum sowie 20g Natriumhydrosulfurosum beimischt kann sich eine Trübung einstellen. Diese setzt sich allerdings nach einem Tag am Boden ab und man kann die fertige Lösung abgießen (Steinmann 1982).

Zur dauerhaften Aufbewahrung verwendet man eine frische Lösung, welche das Präparat mindestens 2 cm überragt und schließt die Aufbewahrungsbehälter luftdicht ab (Steinmann 1982).

2.2.3.2.2.7 – Die Farbkonservierung nach TANDLER

TANDLER J. kam im Jahre 1911 auf die Idee fertiggestellte Präparate nach Hausfrauenart in einer dicken Zuckerlösung im Verhältnis 1:1 einzulegen, als er auf der Suche nach neuen Konservierungsmitteln war. Er war mit dem Ergebnis zufrieden, auch bei jenen blutreichen Präparaten, die zunächst gut in 10%igen Formalin fixiert worden waren und mittels hochkonzentrierten Alkohols (95%)

für 1-2 Tage eine Farbauffrischung erfahren. Allerdings werden durch dieses Verfahren die oberflächlichen Strukturen des Organs transparent, wodurch diese Methode weder für feine, membranöse Präparate, noch für stark wasserhaltige Gewebe geeignet ist, da es auch zu starken Schrumpfungen kommt (Tandler 1925).

2.2.3.2.2.8 – Die Farberhaltung nach PICK

- *Fixierflüssigkeit:*

Es wird eine Lösung aus einem Liter Aqua dest, 50g Karlsbader Salz und 50mL 40%iges Formalin hergestellt (Steinmann 1982).

Die Präparate werden in der gewünschten Position in viel Flüssigkeit eingelegt, ohne daß die Seite der geplanten Ansicht auf dem Boden aufliegt und an einem kühlen Ort verbracht. Fixiert werden Präparate mindestens einen Tag, sind diese größer auch einige Wochen. Die Fixierung ist beendet, wenn die Präparate gehärtet sind und eine schmutziggraue bis rötliche Färbung angenommen haben (Steinmann 1982).

- *Restitutionsflüssigkeit:*

Die Präparate werden mit Tüchern abgetrocknet und in 80-85%igen Alkohol für 12-36 Stunden eingelegt bis die ursprüngliche Färbung wiederhergestellt ist (Steinmann 1982).

- *Aufbewahrungsflüssigkeit:*

Hierfür wird eine Lösung aus 900mL Wasser, 540mL Glycerin und 270g Natriumazetat hergestellt, worin die Präparate nach dem völligen Abtropfen des Alkohols eingelegt werden (Steinmann 1982).

2.2.3.2.2.9 – Die formalinfreie Farberhaltung nach PETERS

Diese Methode eignet sich gut für Kursmaterial, weniger für Schaupräparate. Die Vorteile liegen darin, daß die Präparate über längere Zeit elastisch bleiben, die Haut nicht angegriffen wird und weder schlechte Gerüche noch gesundheitsschädliche Dämpfe freigesetzt werden (Steinmann 1982). Die Farberhaltung bei Muskelgewebe ist bei dieser Methode gut, bei inneren

Organen allerdings bloß befriedigend. Am besten funktioniert die Erhaltung der Farben bei Temperaturen zwischen 5-10°C (Kessler 1989).

- *Fixier- und Aufbewahrungsflüssigkeit für Muskulatur und Knochen:*
In einem Liter Leitungswasser werden 50g Kaliumazetat, 50g Kaliumnitrat, 50g Karlsbader Salz, 30g Chloralhydrat, 30g Borsäure sowie 10g Salicylsäure aufgelöst (Steinmann 1982).
- *Fixier- und Aufbewahrungsflüssigkeit für Brust- und Bauchhöhle:*
Dafür werden in einem Liter Leitungswasser 75g Kaliumazetat, 75g Kaliumnitrat, 50g Karlsbader Salz, 50g Chloralhydrat und 30g Borsäure gelöst. Weiters werden noch 10g Salicylsäure in 96%igen Alkohol aufgelöst und anschließend der Lösung zugegeben. Eventuell kann man 2% Phenol beimengen (Steinmann 1982).

2.2.3.2.3 – *Konservierung ganzer Leichen*

Bei Leichen für Kurszwecke wird die Fixierflüssigkeit heute in den Venenstern injiziert. Diese muß bestimmte Bedingungen erfüllen: Die Leichen müssen über längere Zeit haltbar sein und dürfen nicht austrocknen. Weiters haben sie eine möglichst gute Farberhaltung zu erfahren, ebenso ist eine Formbeständigkeit und gute Präparierbarkeit ausschlaggebend. Die folgende Aufstellung von Möglichkeiten von Fixiermedien ist keine vollständige, sie dient nur einem kurzen Überblick über einige ältere und neuere Methoden (Steinmann 1982).

2.2.3.2.3.1 – Ältere Leichenfixierflüssigkeiten

- *Methode I:*
In 250mL Formalin werden 750g kristalline Carbolsäure gelöst, danach werden 250mL Methylalkohol und 250mL Glycerin zugegeben. Diese Lösung eignet sich auch für die Tropen, da sie eine reduzierende Wirkung auf Schimmelbildung aufweist (Steinmann 1982).
- *Methode II:*
Für die Fixierung stellt man eine Lösung her, die zu gleichen Teilen aus 95%igen Alkohol, Glycerin und Phenol besteht. Nach dem Fixiervorgang

wird die Leiche mit einer Mischung aus Formalin, Alkohol und weißem Schellack im Verhältnis 1:3:2 besprüht (Steinmann 1982).

- *Hamburger Methode:*

Der Leiche werden 14-20 Liter der JORES-Lösung injiziert und diese dann anschließend für sechs Monate in 96%igen Alkohol gelegt (Steinmann 1982).

- *Fixierflüssigkeit nach CLEMENS:*

Man injiziert in die Arteria femoralis eine Mischung aus ein bis zwei Liter Formalin, 12 Liter Wasser, vier bis fünf Liter gebrauchten Alkohol und einen Liter Karion (Steinmann 1982).

- *Leichenkonservierung mit beweglichen Gelenken:*

Diese besondere Fixierflüssigkeit kann z.B. aus Carbonsäure und Glycerin bestehen. Es ist allerdings notwendig, vor und nach der Fixierung die Gelenke zu bewegen und die Muskulatur zu dehnen um die Leiche geschmeidig zu erhalten (Steinmann 1982).

2.2.3.2.3.2 – Neuere Leichenfixierflüssigkeiten

- *Fixierflüssigkeit nach TUTSCH:*

Diese ist eine Mischung aus fünf Liter 96%igen Alkohol, drei Liter Glycerin, 600mL Formalin, 400mL Lysoform und zwei Liter Wasser. Sie hat gute konservierende Eigenschaften, ist geruchsarm und einfach zusammenzustellen (Steinmann 1982).

- *Fixierflüssigkeit nach KURZ bzw. „Neue Basler Lösung“:*

Man mischt 6,5 Liter Aqua dest., 550mL konzentriertes Formalin, 450mL Lysoformin und zwei Liter Glycerin. In diesem Gemisch löst man 500g Chloralhydrat, 400g Natriumchlorid und 100g wasserfreies Calciumchlorid auf. Dabei handelt es sich um eine modifizierte Version der „klassischen“ Konservierungsflüssigkeit, die lange in Basel verwendet wurde, welche wiederum aus dem ursprünglichen LASKOWSKI-Gemisch hervorging (Kurz 1978). Diese Fixierflüssigkeit ist sehr gut bakterienabtötend und geruchsarm (Steinmann 1982).

2.3 Kurze Übersichtseinteilung von Gewebearten, deren Aufbau sowie Zersetzungsprodukte

2.3.1 Chemische Zusammensetzung des menschlichen Körpers:

Die chemische Zusammensetzung des menschlichen Körpers ist alters-, ernährungszustands-, trainings- sowie geschlechtsabhängig. Der Hauptanteil des menschlichen Organismus besteht aus Wasser. Je wohlgenährter der Körper, um so höher der Fettanteil. Im Gegensatz dazu sinkt mit dem Fettanteil der Wassergehalt, der wiederum selbst innerhalb des Körpers variabel ist. So hat z. B. die Skelettmuskulatur einen Wassergehalt von 76%, das Skelett hingegen nur 22% (Thews et al. 2007). Die Fettzelle selbst hat einen Wassergehalt von 20% (Klinke, Silbernagl 2000). Die Frau besitzt üblicherweise aufgrund ihrer Anatomie mehr Fettpölster und daher einen deutlich höheren natürlichen Fettgehalt als der Mann.

Tabelle 1: **Zusammensetzung des Körpers beim erwachsenen Menschen**

Übernommen aus: Klinke, Silbernagl „Lehrbuch der Physiologie“ (S.511, Tab. 19.1), 2000

	MANN		FRAU	
Alter	20 – 24 Jahre		20 – 24 Jahre	
Größe	1,74 m		1,64 m	
Gewicht	70,0 kg		56,9 kg	
Fett	10,5 kg	15,0%	15,3 kg	26,9%
Muskel	31,3 kg	44,7%	20,4 kg	35,9%
Knochen	10,4 kg	14,9%	6,8 kg	12,0%
übrige Gewebe	17,8 kg	25,4%	14,4 kg	25,2%

Tabelle 2: **Verteilung verschiedener Substanzen im Körper**

Übernommen aus: Klinke, Silbernagl „Lehrbuch der Physiologie“ (S.333, Abb. 13.2), 2000

	MÄNNER		FRAUEN	
	„groß, mager“	„klein, dick“	„groß, mager“	„klein, dick“
	ANTEIL AM KÖRPERGEWICHT			
Fett	4%	32%	18%	42%
feste Substanz	26%	18%	22%	16%
Wasser	70%	50%	60%	42%

Die Körperzusammensetzung wirkt sich nun auf die Zersetzung des Gewebes und deren Abbauprodukte insofern aus, daß sich z.B. der pH-Wert bei sehr beleibten, sprich adipösen Menschen bei der Fäulnis in einen saureren Bereich ($\text{pH} < 7$) verschiebt, als bei normalgewichtigen bzw. muskulösen Personen. Hier wird der pH-Wert alkalisch ($\text{pH} > 7$). Allgemein kann man sagen, daß das Körpergewebe im Prinzip in seinem Aufbau aus drei großen chemischen Gruppen besteht: Nämlich aus Fett, Proteine und Kohlenhydrate (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

- FETT: Fette bestehen ursprünglich aus Triglyceriden, aus welchen nach dem Tode durch Abspaltung des Glycerins – eines dreiwertigen Alkohols – durch Auflösung der Esterverbindungen jeweils drei Fettsäuren entstehen. Dies geschieht durch Hydrolasen, Katalasen und Esterasen, welche Fett in ihre Bestandteile zerlegen. Wird Fett abgebaut, entsteht dadurch ein eher saurer Bereich. Steigt nun die Konzentration kurzkettiger Fettsäuren, was der Fall bei bakteriellem Abbau adipöser Menschen ist, sinkt dadurch der pH-Wert noch weiter. Das vermehrte Fettgewebe hat ebenso bei Fettwachsbildung Auswirkungen. Diese ist ausgeprägter und in den Körperhöhlen können sich durch die von der Fäulnis bedingte Verflüssigung des Fettes Platten bilden oder es kann zur Klumpenbildung kommen (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).
- PROTEINE: Eiweiße werden durch Proteolyse, welche durch verschiedene Proteasen erfolgt, in die einzelnen Aminosäuren über Zwischenschritte aufgespalten. Durch Desaminierung werden diese in weiterer Folge zu den einzelnen Säuren gespalten. Bei diesen Vorgängen entstehen Kohlendioxid (CO_2) und Ammoniak (NH_3). Ammoniak bewirkt dabei Anstieg des pH-Wertes in den alkalischen Bereich (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).
- KOHLENHYDRATE: Anders als bei den vorher besprochenen Gruppen entstehen bereits bei der Autolyse durch Glykolyse aus einem Molekül Glucose zwei Moleküle Milchsäure. Daher sinkt auch hier, wie beim Fettabbau, der pH-Wert in einen sauren Bereich (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

2.3.2 *Weichgewebe:*

2.3.2.1 – **Haut**

Epithelgewebe bedecken sowohl innere als auch äußere Oberflächen und stellt so eine Verbindung oder Trennung zum umgebenden Milieu her. Verschiedene Epithelzellen sind in der Lage Stoffe zwischen Körper und Umwelt auszutauschen, sind also zur Resorption und Sekretion befähigt, aber ebenso zur Reizaufnahme. Es besitzt genauso eine wichtige Schutzfunktion (Waldeyer, Mayet 1993). An der Entstehung von Epithelien sind alle Keimblätter, Mesoderm, Endoderm und Ektoderm, beteiligt. Und sie bilden ein- oder mehrschichtige Zellverbände (Benninghoff, Drenckhahn 2003).

2.3.2.1.1 – *Oberflächenbildendes Deckepithel*

Oberflächenepithel bedeckt die äußere Körperoberfläche, die Körperhöhlen sowie innere Oberflächen von weitlumigen, hohlen Organen (Benninghoff, Drenckhahn 2003). Durch den Zusammenbruch des natürlichen Säureschutzmantels der äußeren Haut aufgrund der gewebesauflösenden Vorgänge der Autolyse sowie Vertrocknungsvorgänge, können Bakterien leichter über diese eindringen (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

2.3.2.1.2 – *Drüsenepithel*

Dabei handelt es sich um Epithelzellen, welche zur Sekretion fähig sind und oft Drüsenendstücke bilden. Wobei man exokrine von endokrinen Drüsen unterscheidet. Exokrine Drüsenzellen geben Sekrete an Oberflächen ab, innere wie äußere. Sekretprodukte endokriner Drüsenzellen werden auch oft als Hormone bezeichnet und werden ins Gewebe oder die Blutbahn abgegeben (Benninghoff, Drenckhahn 2003).

2.3.2.1.3 – *Sinnesepithel*

Spezialisierte Abschnitte der Nase, Zunge wie auch des Innenohrs werden als Sinnesepithelien bezeichnet. Dabei unterscheidet man die Exoepithelien, Rezeptorzellen für Geruch und Geschmack, von den Endoepithelien, jene für Gehör und Gleichgewicht (Benninghoff, Drenckhahn 2003).

2.3.2.2 – Bindegewebe

Als Binde- und Stützgewebe (Knochen) bezeichnet man weitmaschige Zellverbände, die durch verbindende Zytoplasmafortsätze zustande kommen, welche man auch unter dem Lichtmikroskop betrachten kann. Sie liegen im Inneren des Körpers und sind an der Oberfläche von Epithelien bedeckt. Die Interzellulärsubstanz nimmt eine dominierende Stellung ein, das Verhältnis zwischen dieser und den übrigen Zellen macht den Unterschied zwischen den verschiedenen Typen des Bindegewebes aus (Waldeyer, Mayet 1993).

Die Interzellulärsubstanz enthält große Mengen an Hyaluronsäure, worin kollagene sowie retikuläre Fasern lockere, weitmaschige Zellverbände bilden können. Hyaluronsäure hat eine hohe Wasserbindungsfähigkeit, daher erscheint Bindegewebe mit einem hohen Anteil davon gallertig (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.3).

2.3.2.2.1 – Embryonales Bindegewebe bzw. Mesenchym

Dabei handelt es sich um ein Füllgewebe aus ungeformter Interzellulärsubstanz, welches als Ausgangspunkt für die Entwicklung aller Arten von Bindegewebe dient. Ausläufer der Zellen nehmen nach allen Seiten Kontakt zu Nachbarzellen auf und es entsteht dabei ein dreidimensionales Zellgitter (Waldeyer, Mayet 1993).

2.3.2.2.2 – Retikuläres Bindegewebe

Die sogenannten „Retikulumzellen“ besitzen viele Fortsätze und können retikuläre Fasern bilden (Waldeyer, Mayet 1993), welche man mit Versilberungstechniken, sie sind argyrophil und schwach basophil (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.3), für das Lichtmikroskop sichtbar machen kann. Auch produzieren sie ein dreidimensionales Netzwerk, welches bedingt mechanisch stabil ist. Daher kann es als Grundsubstanz im roten Knochenmark und einigen Organen wie z.B. der Milz dienen (Waldeyer, Mayet 1993).

2.3.2.2.3 – *Lockerer Bindegewebe*

Diese Form des Bindegewebes ist im Körper am häufigsten anzutreffen. Es hält nicht nur Organteile zusammen, es füllt auch die Zwischenräume der einzelnen Organe zueinander. Hier findet man geformte Interzellulärsubstanz, sprich kollagene und elastische Fasern (Waldeyer, Mayet 1993).

2.3.2.2.4 – *Straffes Bindegewebe*

Die geformte Interzellulärsubstanz macht einen sehr großen Teil aus. Die besonderen Eigenschaften dieser Art von Bindegewebe macht es zu einem idealen Baustoff für Sehnen und Bänder, wenn die Belastung aus einer Richtung erfolgt und die Fasern sich dadurch parallel anordnen. Erfolgt der Zug aus verschiedenen Richtungen, dann kommt es zu einer geflechtartigen Anordnung – wie bei einem Scherengitter. Diese Ausbildungsform findet man z.B. in den organumgebenden Kapseln, bei Aponeurosen oder auch der Lederhaut (Waldeyer, Mayet 1993).

Zwischen den Fasern liegen Fibroblasten, deren Fortsätze sich durch Spezialfärbungen anfärben lassen (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.3). Bänder widerstehen der Fäulnis relativ lange und werden wie Knorpel und Knochen erst nach Zerstörung der Weichteile abgebaut (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

2.3.2.3 – Fettgewebe

Dabei handelt es sich um eine Sonderform des Bindegewebes, dessen Zellen befähigt sind Fett einzulagern (Lippert 2006). Es besteht hauptsächlich aus Fettzellen, Adipozyten und kommt in zwei Formen vor, welche unterschiedliche Funktionen wie etwa Energiespeicher oder druckelastische Polster besitzen. Insgesamt stellt Fettgewebe einen guten Isolator dar und erfüllt somit einen guten Wärmeschutz (Waldeyer, Mayet 1993).

Das Fettgewebe ist fäulnisbeständiger als z.B. Muskelgewebe, da es hämolytisch durchfeuchtet und ziemlich spät verflüssigt wird. Im Zuge der Verflüssigung kommt es zu einer Fettwanderung, d.h. die fettige Flüssigkeit senkt sich der Schwerkraft folgend in die tiefergelegenen Gewebe ab und durchdringt diese. Ebenso findet man es in Form

von schwimmenden Fettaugen bzw. eines Ölfilms auf der Fäulnisflüssigkeit (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

2.3.2.3.1 – *weißes Fettgewebe*

Fettzellen treten entweder vereinzelt oder als läppchenförmige Zellverbände in Gruppen im lockeren Bindegewebe auf. Lichtmikroskopisch sieht man, daß die Zelle von einem einzelnen Fetttropfen ausgefüllt ist, der Zellkern geplättet und mit dem Zytoplasma an den Rand der Zelle gedrängt ist. Beim Paraffinschnitt wird durch organische Lösungsmittel das Fett herausgelöst und bei günstiger Schnittlage kann man die typische Siegelringform erkennen. Dagegen kann man beim Gefrierschnitt nach dem Auftauen die Fettzellen mit lipophilen Farbstoffen anfärben, da diese sich am Fetttropfen lösen und ihn in weiterer Folge anfärben (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.4).

2.3.2.3.1.1 – Baufett

Erfüllt mechanische Funktionen und man findet es als Polster in Handfläche, Fußsohle, Nierenkapseln und Gesäß. Ebenso im Bereich des Kniegelenks oder auch in der Wange. Bau fett wird nur bei extremen Hungerphasen oder schweren Erkrankungen abgebaut (Waldeyer, Mayet 1993 und Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.4).

2.3.2.3.1.2 – Speicherfett

Die Speicherform des weißen Fettes findet man im übrigen Fettgewebe und dient als Speicherdepot für Energie, die aus der Nahrung gewonnen wird. Das höchste Vorkommen an Speicherfett im Organismus ist im Omentum majus und um den Dickdarm zu finden (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.4).

2.3.2.3.2 – *braunes Fettgewebe*

Braunes Fettgewebe findet man beim Menschen in nennenswerten Mengen nur im Fetus (Lippert 2006) sowie beim Säugling (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.4). Beim Adulten nur noch an wenigen

Orten, wie z.B. im Mediastinum oder um die Aorta. Es erfüllt eine wichtige Funktion im Zusammenhang mit Thermoregulation, durch Oxidation von deren Fettsäuren kann Wärme produziert werden. Im Lichtmikroskop erscheinen Fettzellen des braunen Fettgewebes kleiner und der Zellkern ist von einer hohen Anzahl von kleinen Fetttropfchen umgeben (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.4).

2.3.2.4 – Muskelgewebe

Muskelgewebe ist ein sehr spezielles Gewebe, welches zur Kontraktion (aktive Verkürzung) seiner Muskelzellen und -fasern befähigt ist. Durch ein geschickt abgestimmtes Spiel zwischen dicken Myofilamenten, die aus Myosin bestehen, und mehreren dünnen Actinfilamenten (Lippert 2006), initiiert durch Nerven, ist der Muskel zu Kontraktionen fähig. Myosinfilamente haben über die gesamte Länge verteilt Bindungsarme für Aktin, das wiederum am „Sarkolemm“ (Waldeyer, Mayet 1993) bzw. „Sarkolemn“ (Siegenthaler, Blum 2006), der Zellmembran der Muskelzelle, verankert ist (Waldeyer, Mayet 1993). Aufgrund der Anordnung dieser Bestandteile entstehen gestreifte Muster, die man bei bestimmten Zellarten unter dem Lichtmikroskop gut sehen kann.

2.3.2.4.1 – Quergestreifte Muskulatur

Die quergestreifte Muskulatur ermöglicht schnelle Bewegungen des Herzens und der Skelettmuskulatur. Man unterteilt diese aufgrund dessen in Skelett- und Herzmuskulatur. Der überwiegende Teil der Muskeln des Skeletts können bewußt bewegt werden, sie stellen den aktiven Bewegungsapparat dar; daher bezeichnet man die quergestreifte Muskulatur auch als „Willkürmuskulatur“ (Benninghoff, Drenckhahn 2003).

Innerhalb des Zytoplasmas liegen Myofibrillen, die aus zwei Arten Myofilamenten aufgebaut sind. Bei der Skelettmuskulatur lagern sie dicht aneinander und die Zellkerne sind an den Rand gedrängt. Es entsteht ein Streifenmuster aufgrund der Abfolge dunklerer anisotroper und hellerer isotroper Abschnitte. Die besagte Querstreifung der Muskelfaser kommt

zustande, da sich wiederholende Abschnitte von jenen Myofilamenten nebeneinander liegen (Lippert 2006).

Bei der lichtmikroskopischen Untersuchung sind die Myofilamente gut zu erkennen, sie besitzen eine allgemein gut feststellbare Längsstreifung. Durch die gebündelte Lagerung der Fibillen kann bei guter Fixierung beim Querschnitt eine Felderung entstehen (Bucher, Wartenberg 1989), die auch als „Cohnheim-Felderung“ bezeichnet wird (Kühnel 2008).

2.3.2.4.2 – Glatte Muskulatur

Die langsamen Bewegungen, hauptsächlich der Eingeweidemuskulatur, werden zum größten Teil von der glatten Muskulatur, aufgebaut aus Myozyten (Waldeyer, Mayet 1993), bewerkstelligt. Da diese nicht willkürlich zu steuern ist, wird sie auch als „autonome“ Muskulatur bezeichnet. Diese wird nicht weiter in Strukturen unterteilt (Benninghoff, Drenckhahn 2003).

Im Gegensatz zur quergestreiften Muskulatur, sind hier die Myofibrillen nicht parallel angeordnet, und das Gewebe ist aus einzelnen Zellen aufgebaut, deren Kerne mittig liegen (Lippert 2006). Lichtmikroskopisch ist das Sarkolemm der Muskulatur nicht erfaßbar (Bucher, Wartenberg 1989).

2.3.2.4.3 – Herzmuskulatur

Die Herzmuskulatur nimmt eine Sonderstellung ein, da – obwohl sie aus quergestreifter Muskulatur besteht – unwillkürlicher Natur ist. Die Zellen der Herzmuskulatur sind im Gegensatz zu jenen der Skelettmuskulatur verzweigt, sie bilden ein Netzwerk, und ihr Zellkern liegt zentral (Waldeyer, Mayet 1993).

2.3.2.5 – Nervengewebe

Die Nachrichtenübermittlung des Körpers geschieht mittels des Nervengewebes. Es setzt sich zusammen aus dem zentralen und peripheren Nervensystem. Zellulär besteht es aus Nervenzellen, den Neuronen, welche hochspezialisiert sind und aus Neurogliazellen. Durch Metallimprägnationen, z.B. die Technik von GOLGI, läßt sich die gesamte Nervenzelle im Lichtmikroskop darstellen. Allerdings betrifft die

Schwärzung auch Neurogliazellen (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Kugler P., Drenckhahn D. / Kap. 3.8).

2.3.2.6 – Knorpelgewebe

Die Knorpelmatrix liegt allgemein in nicht-mineralisierter bzw. mineralisierter Form vor. Dadurch läßt sich diese verformen, man kann sie schneiden bzw. ist sie hart wie Knochengewebe. Sie besitzt einen hohen Anteil an Proteoglykan, insbesondere Aggrecan, und Hyaluronsäure. Durch diese Komponenten besitzt die Knorpelmatrix eine hohe Wasserbindungskapazität. Die Matrix ist aus 80% Wasser aufgebaut und verhält sich dadurch wie ein steifes Gel (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Hunziker E. / Kap. 3.5).

Das Knorpelgewebe, dessen Zellen als Chondrozyten bezeichnet werden, hat eine druck- und reibungsmindernde Funktion und ist überall dort vorhanden, wo druck- und biegungselastische Eigenschaften durch mechanische Beanspruchung von Nöten sind. Aufgrund unterschiedlicher Zusammensetzung der Faserkomponenten unterscheidet man verschiedene Formen (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Hunziker E. / Kap. 3.5).

Knorpel sind, wie Bänder, relativ fäulnisbeständig und werden erst nach Auflösung der Weichteile zerstört. Nach fortgeschrittener Fäulnis und Verwesung sind neben den Knochen nur noch knorpelige Strukturen histologisch aussagekräftig (Brinkmann, Madea 2004; Krause D. / Kap. 2.2).

Histologisch gesehen ist die Matrix aufgrund des hohen Anteils am polyanionischen Aggrecan basophil und läßt sich gut mit kationischen Farbstoffen anfärben. Dagegen sind Kollagenfasern im Lichtmikroskop nicht sichtbar, da ihr Brechungsindex dem der Grundsubstanz ähnelt (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Hunziker E. / Kap. 3.5).

2.3.2.6.1 – Hyaliner Knorpel

Der Wortstamm stammt aus dem Griechischen „hyalos“ und bedeutet „Glas“, was auf die milchig trübe, vom Erscheinungsbild schon blaue Färbung des Gewebes zurückzuführen ist. Die Matrix besteht hauptsächlich aus Kollagenfasern des Typs II. Hyaline Knorpel bedecken alle Gelenksflächen von

Diarthrosen außer dem Kiefer- und Sternoclaviculargelenk. Es bildet Bogen- und Sternumabschnitte der Costae, ebenso verstärkt diese Knorpelform Wandabschnitte der oberen Atemwege und der Lunge. Auch kann dieser Kalk einlagern und verhärten (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Hunziker E. / Kap. 3.5).

2.3.2.6.2 – *Elastischer Knorpel*

Diese Knorpelform besteht aus auffällig großen Chondrozyten und wegen des hohen Gehaltes an Elastin besitzt diese Form elastische, biegsame Beschaffenheit und eine getrübe gelbliche Eigenfarbe. Aufgrund seiner Eigenschaft findet man den elastischen Knorpel im äußeren Ohr. Ebenso bestehen die Epiglottis sowie Abschnitte des Stellknorpels aus ihm (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Hunziker E. / Kap. 3.5).

2.3.2.6.3 – *Faserknorpel*

Faserknorpel besitzen einen hohen Anteil an Kollagenfasern Typ I, sind weiß, nicht transparent und besonders druckbeständig. Diese Form des Knorpelgewebes kommt nicht homogen vor, sondern geht in hyalines Knorpel- sowie straffes Bindegewebe über. Man findet Faserknorpel u. a. in den Zwischenwirbelscheiben, den Kniegelenken (Menisci), im Kiefer- und Sternoclaviculargelenk sowie in den Ansatzzonen von Sehnen (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Hunziker E. / Kap. 3.5).

2.3.3 *Hartgewebe:*

Neben Zahnschmelz und -bein ist das Knochengewebe die härteste Substanz, die man im Körper findet.

- **KNOCHENGEWEBE:**

Die Skelettknochen bilden gemeinsam mit Gelenken und zugehörigen Bändern den passiven Bewegungsapparat und Knochen haben ebenso schützende Funktion. Knochengewebe besteht aus organischen Komponenten, Fasern und Zellen, die eine

mäßige Elastizität ermöglichen und darin eingelagerten anorganischen Bestandteilen, wie z.B. Calciumphosphatkristalle, die die nötige Härte gewährleisten (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.6).

Das Knochengewebe befindet sich zeitlebens in einem ständigen Auf-, Ab- und Umbau und man unterscheidet aufgrund der Anordnung von Kollagenfibrillen sowie Osteocyten zwei verschiedene Ausbildungen: Lamellen- und Geflechtknochen. Zu den spezifischen Zellen gehören Osteoblasten, die Proteoglykane und Tropokollagen ausscheiden und bilden dadurch die nicht-mineralisierte Interzellulärsubstanz, das Osteoid (Waldeyer, Mayet 1993). In diese Matrix wird zur Mineralisierung Hydroxylapatit eingelagert (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.6).

Osteoblasten mauern sich allerdings mit der Zeit selbst in der Knochensubstanz ein und somit entstehen aus ihnen relativ inaktive Osteozyten (Lippert 2006). Mit diesem Verkalkungsprozeß kommt es noch zu anderen Veränderungen der Grundsubstanz. Daher färben sich in der Regel Osteoid und Knochensubstanz selbst nach erfolgter Entkalkung verschiedenfärbig an (Bucher, Wartenberg 1989).

Umbau von Knochen erfordert naturgemäß Abbau. Diese Funktion erfüllen große Osteoklasten. Sie besitzen mehrere Kerne, sondern Milchsäure ab die zerstörend auf die Knochensubstanz wirken kann (Waldeyer, Mayet 1993).

Der kompakte Knochen macht den Hauptanteil des Knochengewebes aus, man bezeichnet sie als Substantia corticalis (Rindenschicht). Diese kann einige Millimeter dick sein; in diesem Fall bezeichnet man sie als Substantia compacta. Dieses dichte Knochengewebe schwankt hinsichtlich der Dicke je nachdem wie groß die mechanische Beanspruchung ist (Lippert 2006).

Der spongiöse Knochen macht dagegen nur 20% aus. In der Regel füllt diese Substantia spongiosa (Bälkchensubstanz) die Epiphysen sowie Metaphysen der Röhrenknochen mit einem dichten Geflecht aus Knochenbälkchen aus (Benninghoff, Drenckhahn 2003; Drenckhahn D., Kugler P. / Kap. 3.6).

3) HAUPTTEIL

3.1 Material

Das für diese experimentelle histologische Studie verwendete humane Material stammt aus der reichhaltigen Sammlung des Pathologisch-Anatomischen Bundesmuseums in Wien (Narrenturm). Dabei handelt es sich um historische Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate, welche bereits makroskopisch sichtbare Verfallserscheinungen aufweisen und deshalb aus der Sammlung ausscheiden sollen.

Die Exponate stammen von 8 weiblichen Individuen, 12 männlichen und ein Präparat ist nicht näher bestimmt. Es handelt sich bei dem verwendeten Material durchgehend um Teile von Extremitäten. Bis auf zwei Exponate, welche jeweils einen Teil eines Schädels darstellen.

Tabelle 3: Übersichtstabelle verwendeter Exponate

<i>Katalognummer NARRENTURM des ausgewähltes Präparates; (Archivierungs- jahr, Geschlecht und Sterbealter)</i>	<i>Katalognummer HISTOLOGIE Probe in Probe Formalin des Trocken- präparat</i>		<i>DIAGNOSE des verwendeten Präparates</i>	<i>ENTNAHME-STELLE</i>
MN.: 3.106 (1869 ; M / 68)	5248	5268	Gumma humeri in reg. colli anatom. infracti	im Gewebe des Transversalschnittes des Unterarms, lateral des Radius, auf Höhe des Musculus pronator teres und des Musculus flexor carpi radialis
MN.: 4.173 (1883 ; W / 25)	5249	5269	Necrosis ossis carpi dextri	auf Höhe der Basis des Metacarpale I
MN.: 5.004 (1888 ; M / 56)	5250	5270	Carcinoma pharyngis in cranium tendens	medialis des Tuberculum articulare dextrum

MN.: 5.036 (1888 ; M / 32)	5251	5271	Sarcoma tibiae sin.	im Bereich des Musculus tibialis posterior
MN.: 5.995 (1938 ; M / 68)	5252	5281	Arthritis suppurativa acuta art. genu sin.	proximales Retinaculum patellae laterale
MN.: 6.023 (1926 ; W / 46)	5253	5272	Echinococcus hydatidosus pelvis et musculorum	aus der medial am Femur gelegenen 9 cm messenden Zyste
MN.: 6.257 (1929 ; W / 40)	5254	5273	Gonitis suppurativa chronica	aus dem Condylus medialis von der Facies articularis superior der Tibia; im rechten Winkel zur Sagittalschnittfläche;
MN.: 6.506 (1938 ; M / 13)	5255	5282	Haemosiderosis synovialis articuli, Haemophilia.	proximal am Retinaculum patellae laterale
MN.: 12.762 (1925 ; M / 25)	5256	5274	Sarcoma plantae pedis	aus der Planta nahe dem höchsten Punkt der Geschwulst
MN.: 12.843 (1930 ; W / 61)	5257	5283	Fungus genus (bzw. Gelenk- tuberkulose)	medial aus der Gelenkkapsel beim Corpus adiposum infrapatellare mit Membrana synovialis
MN.: 12.852 (? ; W / 16)	5258	5284	Sarcoma osteoides ossis femoris	auf Höhe der Bursa subtendinea muscoli gastrocnemii lateralis aus dem Sarkom
MN.: 12.853 (1937 ; W / 27)	5259	5285	Sarcoma fasciae brachii	aus dem Sarkom oberhalb der Rippenstümpfe
MN.: 12.869 (? ; M / 55)	5260	5275	Articulatio genus dextra Reticulo- Myelosarcoma eosinophilicum	auf Höhe der Bursa suprapatellaris aus der Gewebewucherung

MN.: 14.040 (1959 ; W / 51)	5261	5286	Polyarthriti urica. genu dextrum.	aus dem Retinaculum patellae laterale am proximalen Tibiakopf von den Resten des vorderen Kapselanteils
MN.: 15.678 (? ; ? / ?)	5262	5287	Fuß bei Lepra. / G	von der Lepra befallener Rest vom Hallux
MN.: 16.770 (1926 ; W / 13)	5263	5276	Gelatinepräparat – Actinomycosis radii. / Anat	am distalen Radiusende transversal entnommen: enthält den Processus styloideus radii
MN.: 16.981/34 (1913 ; M / 32)	5264	5277	Osteosarcoma tibiae sin.	posterior aus dem distalen Rand des Sarkoms vom proximalen Tibiakopf
MN.: 18.560/1444 (1934 ; M / 52)	AUSSCHLUSS- PRÄPARAT!		Osteophytosis calvariae lateris sinistri. / R	
MN.: 22.690 (? ; M / 60)	5265	5288	Osteoarthropathia hypertropicans pneumica.	am Handgelenk, daumenwärts; Gefäße im Verband, lateral Gewebstück mit enthaltener Epidermis;
MN.: 24.223 (1937 ; M / 30)	5266	5289	Carcinoma platycellulare. Fungus genu inveteratus	lateral außen an der Haut, vom Geschwür am proximalen Tibiakopf
MN.: 24.240 (1937 ; M / 59)	5267	5278	Knochenmarks- metastasen nach Bronchus- carcinom	transversal am Schnittende des Humerus mit einem Teil der Metastase und eines Knochenstücks mit Geweberesten

3.1.1 Durch entzündliche Prozesse hervorgerufene Erkrankungen der Gelenke:

3.1.1.1 – MN.: 5.995 / Arthritis suppurativa acuta art. genu sin.

FEUCHT-PRÄPARAT: (5252)

Das Präparat befindet sich am Tag der Probenentnahme in einer bereits sehr trüben, schmutzig gelben Formalinlösung. Nach dem Öffnen des Glases geht ein stechender Geruch vom Präparat sowie Einlegemedium aus und verursacht Augentränen. Es wird auch ein Test mit „Combur – ⁹Test – Streifen“ von Roche durchgeführt, um das Einlegemedium zu überprüfen. Siehe dazu auch Tabelle 4 im Anhang.

Es handelt sich hierbei um die ventrale Hälfte einer Articulatio genus sinistra eines 68-jährigen Mannes im Frontalschnitt. Das Präparat ist 10 cm breit, 23 cm lang. Ventral ist das Ligamentum patellae distal oberhalb der Tuberositas tibiae durchtrennt und mit der darin eingebetteten Patella nach proximal geklappt. Die betroffene Gelenkkapsel ist eröffnet.

Das Muskelgewebe ist von grauer Färbung, das Binde- und Fettgewebe hat dagegen den typischen fleischfarbigen Farbton, teilweise leicht orange verfärbt. Die Strukturen sind gut erkennbar, die Beschaffenheit des Weichgewebes ist fest und doch elastisch. Die hyalinen und fasrigen Knorpelüberzüge der eröffneten Gelenksflächen sind weiß, zum Teil mit kleinen rosa Einschlüssen.

Das mit dem Skalpell entnommene Probenstück aus dem proximalen Retinaculum patellae laterale hat eine gummiartige, elastische, zum Teil gallertige Konsistenz.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5281)

Die Knorpel der Gelenksaufliegefläche sind nun braun-gelblich verfärbt, der Knorpelüberzug der Patella hat hellere, gelbliche Einschließungen in gezackter, unregelmäßiger Form. Das Muskelgewebe ist bräunlich, die Faserung deutlich erkennbar. Das Fett- und Bindegewebe ist weiß bis gelblich gefärbt.

Dieses Präparat ist nach dem neuen Trocknungsverfahren nicht so deutlich geschrumpft, wie andere Präparate. Es ist etwas fettig, das Weichgewebe insgesamt sehr fest, kompakt und das gesamte Präparat hat einen weißen pudrigen Überzug.

Die Probe wird anschließend an die erste Entnahmestelle mit dem Skalpell entnommen. Die Beschaffenheit ist relativ fest und hart.

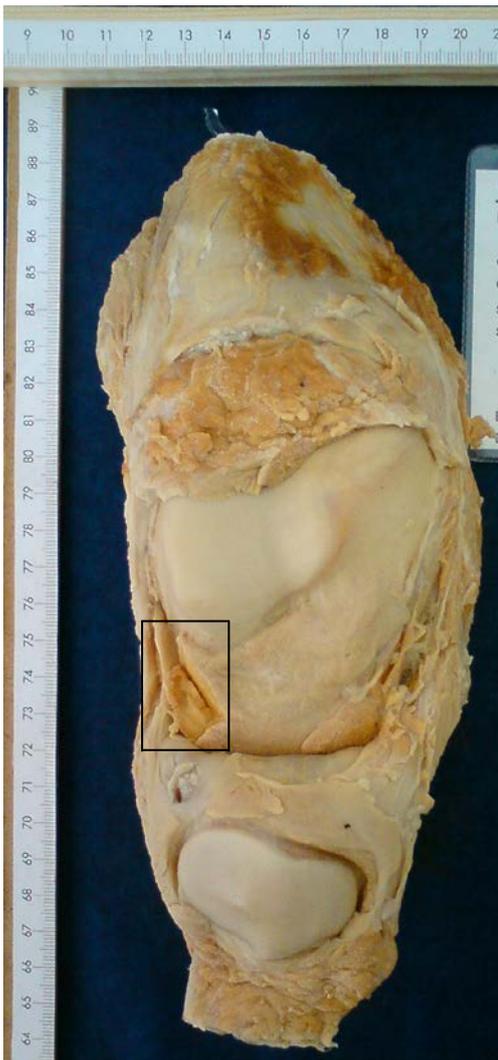


Abbildung 2: MN.: 5995, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat

Es wird das Gelenkspräparat im Ganzen gezeigt, die Probenentnahme ist erfolgt, die Stelle markiert.



Abbildung 1: MN.: 5995, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat

Die Abbildung zeigt das getrocknete Präparat vor der Probenentnahme, die geplante Stelle ist markiert.

3.1.1.2 – MN.: 6.257 / *Gonitis suppurativa chronica*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5254)

Es handelt sich hierbei um eine *Articulatio genus dextra* einer 40-jährigen Frau im Sagittalschnitt, das Präparat ist 13 cm breit und 15 cm lang. Die Spongiosa des distalen Femurkopfes und des proximalen Tibiakopfes ist deutlich gelb und gut sichtbar mit eingelagertem Fett. Die Medulla löst sich im Verlauf des Corpus von der gelblichen Substantia compacta, sehr deutlich sichtbar am Femur.

Der Weichteil-Anteil macht zum überwiegenden Teil einen bereits sehr schwammigen, aufgelösten Eindruck. Die Haut ist milchig-weißlich, etwas fleckig, teilweise orange und braun. Die Struktur des gelben Fettgewebes ist deutlich erkennbar und hebt sich vom grau-braun gefärbten Binde- und Muskelgewebe ab.

Aus dem Condylus medialis von der Facies articularis superior der Tibia ließ sich überraschend leicht ein Probenstück mit dem Skalpell entnehmen. Und zwar erfolgte der Schnitt in einem rechten Winkel zur Sagittalschnittfläche.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5273)

Nach erfolgter Trocknung nach dem neuen Verfahren sind die beiden Teile des Femurs und der Tibia nur noch vereinzelt und nicht mehr im Verband als *Articulatio genus* erhalten. Am Femurkopf befinden sich noch Reste des Weichteil-Anteils, diese sind grau-braun verfärbt. Der Knorpel ist dunkel rot-braun gefärbt mit weißen Auflagerungen. An der Gelenksfläche der Tibia befinden sich braune Gewebsreste. Die Medulla ossium flava in der Cavitas medullaris fehlt nun bei beiden Knochen.

Am Femur ist eine Entnahme nur noch mit Hilfe eines kleinen Fuchsschwanzes möglich. Die Entnahme am Condylus medialis des Tibiakopfes erfolgt wiederum mit dem Skalpell, da der Knochen sehr weich ist. Der Schnitt erfolgt am gesetzten Keilschnitt gleich neben dem Sagittalschnitt durch den Knochen.

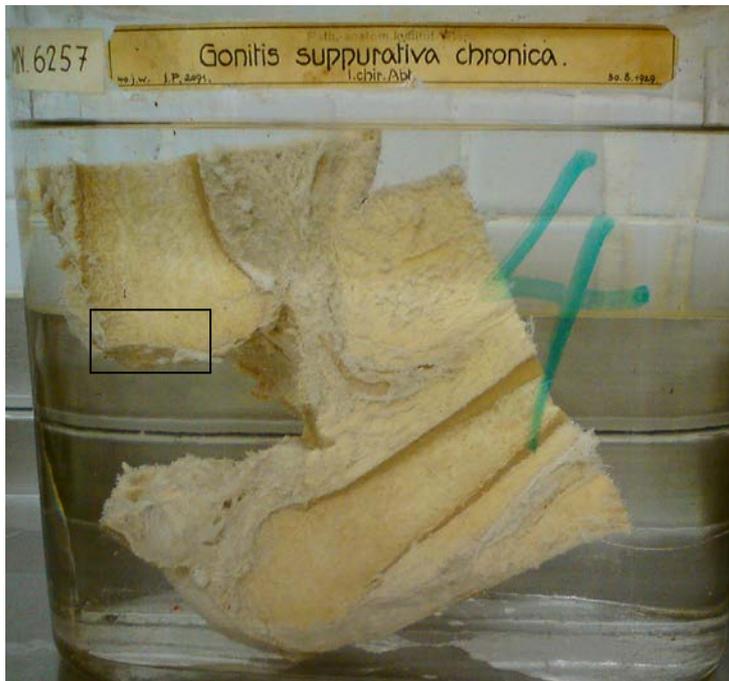


Abbildung 3: **MN.: 6257, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat**

Ein Foto des Präparats im ursprünglichen Zustand im Aufbewahrungsbehälter mit eingezeichneter geplanter Entnahmestelle.



Abbildung 4: **MN.: 6257, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat**

Die Probenentnahme ist erfolgt, die Stelle markiert.

3.1.1.3 – MN.: 14.040 / *Polyarthriti urica. Genu dextrum.*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5261)

Eine Ariculatio genu dextra einer 51-jährigen männlichen Person mit Transversalschnitten am distalen Femur- und proximalen Tibia- sowie Fibulakopf. Die Patella ist aus dem Gewebsverband gelöst, aber etwa auf ursprünglicher Höhe mit Bindfaden an Geweberesten am distalen Femurkopf festgebunden und nach proximal geklappt. Die Gelenkskapsel liegt eröffnet vor, dabei ist der vordere Kapselanteil nicht mehr vorhanden.

Man sieht auf die Plica synovialis infrapatellaris und ebenso sind zum Teil darunter das Corpus adiposum infrapatellare und seitlich davon die Plicae alares zu erkennen.

Das Präparat befindet am Tag der Probenentnahme in schmutzig gelben Formalin, nach Eröffnen des Glases geht davon ein stechender Geruch aus, der sogar zum Augentränen führt. Es wird auch ein Test mit „Combur – ⁹Test – Streifen“ von Roche durchgeführt um das Einlegemedium zu überprüfen. Siehe dazu Tabelle 4.

Die Weichteile machen einen aufgelösten, schwammigen Eindruck, sie sind milchig rosa bis orange verfärbt.

Das Muskelgewebe dazu ist dunkler rosa-bräunlich gefärbt. Das Binde- und Fettgewebe dagegen eher gelblich. Die beteiligten Knorpelflächen sind auffallend weiß.

Die Probe wird mit dem Skalpell aus dem Retinaculum patellae laterale am proximalen Tibiakopf von den Resten des vorderen Kapselanteils entnommen. Es ist gummiartig, elastisch und milchig gelblich gefärbt.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5286)

Das Präparat ist nach der Trocknung zweiteilig, die Patella liegt vereinzelt vor. Es ist überraschend leicht und völlig ausgetrocknet. Auch befinden sich nur noch Gewebsreste am Präparat. Die beteiligten Knochenteile sind ausgehöhlt, es ist nur noch dünne Substantia compacta vorhanden. Im Femur- bzw. Tibiakopf befinden sich noch Reste von Spongiosa. Der Fibulakopf befindet sich weiterhin im Gelenksverband mit dem Tibiakopf.

Der Knochen ist von dottergelber und weißer Farbe, die Knorpelreste am Femurkopf dagegen sind dunkelgelb. Reste von Geweben von derselben Farbe und faserig ausgefranst. Die Strukturen sind zum Teil sehr papierähnlich.

Die ursprüngliche Entnahmestelle ist nicht mehr eindeutig auszunehmen bzw. zu bestimmen. Daher erfolgt ein vorsichtiges Entnehmen auf der ursprünglichen Höhe mit dem Skalpell. Es wurden zum Teil auch Knochenanteile aus dem Tibiakopf mitentnommen.



Abbildung 6: MN.: 14.040, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat

Nach erfolgter Probenentnahme, die Stelle ist markiert.

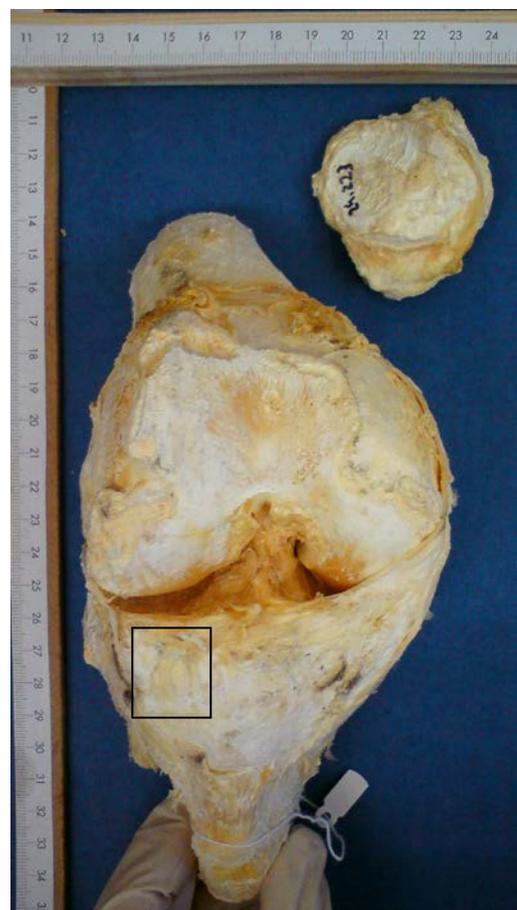


Abbildung 5: MN.: 14.040, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat

Foto nach erfolgter Entnahme, die Stelle befindet sich innerhalb der Markierung.

3.1.2 *Karzinome:*

3.1.2.1 – MN.: 5.004 / *Carcinoma pharyngis in cranium tendens*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5250)

Bei diesem Präparat handelt es sich um einen Teil der Basis cranii externa eines 56-jährigen Mannes und ist 9,5 cm hoch und 17 cm breit. Der erste Frontalschnitt wurde anterior über den Processus mastoideus links und rechts auf Höhe der Tuberculi articulares gesetzt. Das Os temporale dextrum ist im Ansatz zu erkennen. Der zweite Frontalschnitt wurde auf Höhe des posterioren Randes des Foramen magnum gesetzt, wobei der sinistra gelegene Schnitt etwas sagittal angesetzt ist. Das Foramen magnum ist mit seinen Abgrenzungen somit nicht komplett erhalten. Das Präparat besteht aus Teilen des Os occipitale, Os temporale dextrum et sinistrum, Os sphenoidale und einem Rest vom Vomer.

Ebenso ist der Atlas im Verband erhalten. Der Processus transversus ist beidseitig angedeutet im Gewebe erkennbar, sowie beidseits die Facies articularis inferior. Mit dem Arcus posterior atlantis könnte man auf die ungefähre ursprüngliche Größe des Foramen magnum schließen.

Das noch vorhandene Weichgewebe ist von unterschiedlicher Dicke, 1-2 cm und von fester, dichter Beschaffenheit. Erkennbares Muskelgewebe von brauner Farbe, Binde- und Fettgewebe ist weiß. Eingelagerte dunkle rot-braunen, zum Teil schwarze Stelle im Gewebe vorhanden.

Die Gewebeprobe wird mit dem Skalpell mittig neben dem Tuberculum articulare dextrum entnommen.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5270)

Die vormals über 1 cm dicke Gewebsschicht ist nach dem neuen Trocknungsverfahren nur noch als 1-2 mm dicker Überzug über dem Knochen vorhanden. Das Karzinom bloß äußerst spärlich am Präparat zu sehen.

Die Facies articularis inferior des Atlas ist beidseitig gut zu sehen, die Knorpelaufgabe dunkel beige gefärbt. Ebenso ist der Processus transversus nun eindeutig sichtbar.

Die Probenentnahme gestaltet sich äußerst schwierig, der Versuch ein Daumnagelgroßes Gewebestück etwas unterhalb der ursprünglichen Entnahmestelle zu gewinnen gelingt nur zum Teil. Mit Skalpell und Pinzette gelingt es mit etwas Mühe drei unterschiedliche große Teile aus dem gewünschten Quadrat vom Knochen zu lösen.

Weiters wird noch an der ursprünglichen Entnahmestelle ein Gewebestück entnommen, es stellt an dieser Stelle den Rest des Weichgewebes dar. Ein Teil des Knochens wird mitentnommen.

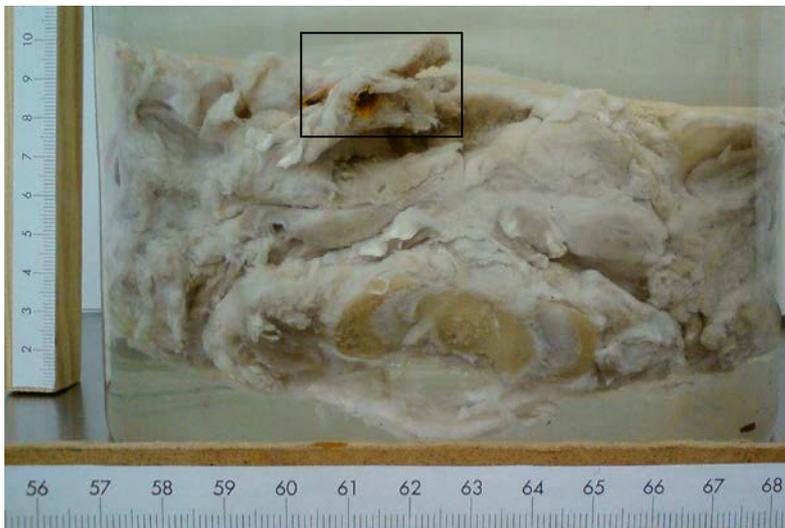


Abbildung 7: MN.: 5004,
**Teil der Basis cranii
externa / Feuchtpräparat**

Die Abbildung zeigt das Präparat in seinem ursprünglichen Zustand, die Gewebeprobe befindet sich noch innerhalb der Markierung.

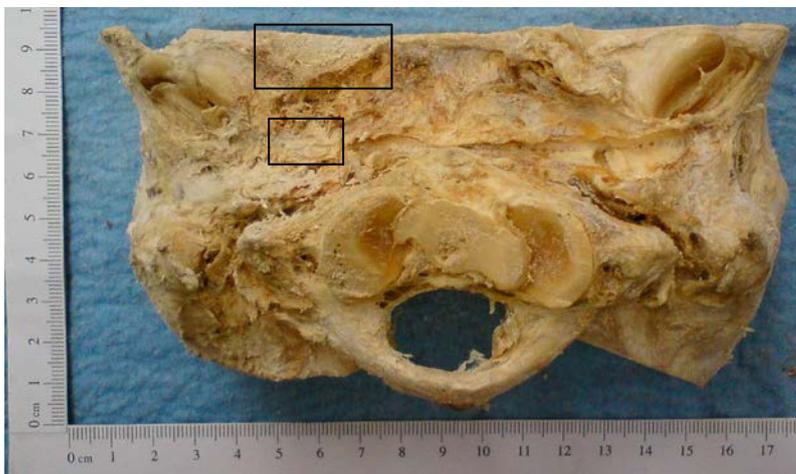


Abbildung 8: MN.: 5004, Teil
**der Basis cranii externa /
Trockenpräparat**

Das Foto zeigt das Präparat nach der erfolgten Probenentnahme, beide Stellen sind markiert.

3.1.2.2 – MN.: 24.223 / *Carcinoma platycellulare. Fungus genu inveteratus*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5266)

Die Articulatio genus dextra eines 30-jährigen Mannes im Sagittalschnitt, ist 19,5 cm breit und 33,5 cm lang. Das Präparat befindet sich am Tag der Probenentnahme in gelblich verfärbter Formalinlösung, nach Öffnung des Glases verbreitet sich ein stechender Geruch der sogar Augentränen verursacht. Es wird auch ein Test mit „Combur – ⁹Test – Streifen“ von Roche, durchgeführt um das Einlegemedium zu überprüfen (siehe Tabelle 4).

Mittig am Sagittalschnitt sind deutliche krankheitsbedingte Veränderungen am Femur- bzw. Tibiakopf zu erkennen. Lateral an der Haut ebenfalls auffällige Veränderungen. Distal von der Articulatio genus auf Höhe des Fibulakopfes ein für die Erkrankung typisches Geschwür mit den charakteristischen ausgezackten Rändern. Die Haut ist schrumpelig, rosig, zum Teil flächig braun und mit unregelmäßigen weißen Flecken.

Am Sagittalschnitt ist das Binde- und Fettgewebe gelblich-orange verfärbt, das Muskelgewebe ist von rötlich-brauner Farbe.

Knochen und Spongiosa relativ undeutlich erkennbar zwischen Fett- und Bindegewebe, da von annähernd selber Farbe. Der Weichteil-Anteil ist von fester, kompakter Beschaffenheit.

Die Probe wurde lateral außen an der Haut, vom Geschwür am proximalen Tibiakopf mit dem Skalpell entnommen. Sie ist zäh, fest und von gelber Färbung.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5289)

Noch vorhandenes Gewebe am Trockenpräparat sehr dünn, hart und ausgetrocknet und es ist insgesamt sehr leicht. Femur- und Tibiakopf von gelb-weißlicher Farbe, die Reste des Muskelgewebes sind rötlich-braun.

Das Präparat ist von einer weißen, pudrigen Schicht überzogen, es ist leicht klebrig, glänzend. Die Strukturen insgesamt sehr undeutlich.

Nur das Geschwür hebt sich deutlich vom umgebenden hellgelben bzw. hellbeigen Gewebe ab, da es eine dunkelbraune Färbung besitzt.

Die Probe wird oberhalb der ursprünglichen Entnahmestelle mit Hilfe von Säge und Skalpell vorgenommen.



Abbildung 10: MN.: 24.223, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat

Die Probenentnahme ist erfolgt und die Stelle markiert.



Abbildung 9: MN.: 24.223, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat

Die Abbildung zeigt das Präparat nach der Probenentnahme, die Stelle ist markiert.

**3.1.2.3 – MN.: 24.240 / Knochenmarksmetastasen nach
Bronchuscarcinom**

FEUCHT-PRÄPARAT: (5267)

Es handelt sich um einen Frontalschnitt einer Articulatio humeri sinistra eines 59-jährigen Mannes mit Beteiligung eines superiores Scapula-Anteils, des Acromions, weiters noch mit der Extremitas acromialis der Clavicula und Teile des Musculus supraspinatus und Musculus subscapularis. Das Präparat ist 23 cm lang und 15 cm breit. Es wird auch ein Test mit „Combur – ⁹Test – Streifen“ von Roche durchgeführt, um das Einlegemedium zu überprüfen. Beschrieben in Tabelle 4.

Die Spongiosa des Caput humeri ist gelb, die Substantia compacta von etwas dunkler, beiger Färbung. Es liegt ein ausgeprägter Gelenkspalt zwischen Caput humeri und Cavitas glenoidalis vor. Der hyaline Knorpelüberzug hebt sich deutlich weiß ab. Bindegewebe ist weiß, das Fettgewebe gelb. Das Muskelgewebe hat dagegen eine braun-graue Färbung. Insgesamt die Strukturen des Weichteil-Anteils gut zu erkennen.

Die kugelige Knochenmarksmetastase, Durchmesser 1,5 x 1 cm und von grauer Farbe, liegt am lateralen Rand der Substantia compacta, in der Diaphyse des Humerus an. Die Medulla ossium flava in der Cavitas medullaris fehlt.

Die Probe wird mit Hilfe eines Skalpell transversal am Schnittende des Humerus mit einem Teil der Metastase und eines Knochenstücks mit Geweberesten entnommen.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5278)

Das Präparat ist nach dem abgeschlossenen Trocknungsverfahren stark ausgetrocknet und leicht. Der noch vorhandene Weichteil-Anteil ist sehr hart und die Strukturen im Gesamtbild betrachtet nicht so deutlich zu erkennen wie im feuchten Zustand. Hingegen ist die Muskelfaserung gut sichtbar geworden. Nun ist dieser Anteil von gelblicher, brauner bis schwarzer Färbung.

Der Humerus hat eine weißlich, gelbe Farbe, ist porös, spröde und entfettet. Die Substantia compacta ist von beiger und die Spongiosa von weißer Farbe. Reste der

Medulla befinden sich noch an der Substantia compacta. Die Knochenmarksmetastase ist nun dunkel, bräunlich gefärbt.

Die Probe wird direkt im Anschluß an die ursprüngliche Entnahmestelle mit Hilfe einer Säge entnommen. Dabei löst sich die Metastase aus dem Verband mit der Substantia compacta.



Abbildung 12: MN.: 24.240, Articulatio humeri sinistra / Feuchtpräparat

Die Aufnahme zeigt das Präparat in seinem ursprünglichen Zustand, die Knochenmarksmetastase ist gekennzeichnet, die Entnahme erfolgt hier.



Abbildung 11: MN.: 24.240, Articulatio humeri sinistra / Trockenpräparat

Das Foto zeigt das Präparat nach der erfolgten Trocknung, die ursprüngliche Entnahmestelle ist deutlich zu sehen und zusätzlich markiert. Die Probenentnahme ist hier noch nicht erfolgt.

3.1.3 Sarkome:

3.1.3.1 – MN.: 5.036 / *Sarcoma tibiae sin.*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5251)

Es handelt sich um das Präparat einer kompletten Tibia sinistra mit Fibula im Gelenks- und Gewebeverband einer männlichen 32 Jahre alten Person. Die Tibia ist durch einen Sagittalschnitt in zwei Teile geteilt. Die Tibia ist im distalen Drittel vom Sarkom schwer geschädigt (es sind posterior 4 cm der Substantia compacta zerstört) und diese ist dadurch 3,5 cm nach posterior gebogen. Anterior fehlen durch das Sarkom bedingt 5,5 cm der Substantia compacta.

Die Substantia compacta wird im Verlauf nach distal im Schaft immer dicker, im Gegensatz dazu verringert sich der Anteil der Medulla ossium flava in der keilförmig verengten Cavitas medullaris bis zum Beginn der Zerstörung immer mehr. Die Spongiosa ist von derselben Färbung wie die Substantia compacta, bloß eine Nuance dunkler.

Der hyalinen Knorpelüberzug sowie das etwas ausgefranste Bindegewebe sind auffallend weiß. Der Weichteil-Anteil ist insgesamt von fester Struktur, das Sarkom gummiartig, gallertig und fest von leicht oranger Färbung. Die Tibia ist von gelblich, dunkel beiger Färbung.

Die Gewebeentnahme erfolgt mit dem Skalpell im Bereich des Musculus tibialis posterior.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5271)

Zwischen Tibia und Fibula ist das Weichgewebe nicht mehr vorhanden, auch die Membrana interossea fehlt, und somit der Unterschied zum Feucht-Präparat eindrucksvoll erkennbar. Der Fettanteil der Substantia spongiosa ist nicht mehr vorhanden, insgesamt hat der Knochen eine poröse, löchrige Struktur.

Der vom Sarkom schwer geschädigte distale Teil der Tibia ist nun grau verfärbt und hebt sich deutlich vom proximalen Teil ab.

Aufgrund des teilweisen Verlustes und Rückganges des Weichgewebes ist die ursprüngliche Entnahmestelle nicht mehr eindeutig erkennbar. Das noch vorhandene Muskelgewebe ist sehr hart, daher werden Kerben mit einem kleinen Fuchsschwanz gesägt und mit Hilfe des Skalpell die Probe herausgelöst.

Durch einen Fehler bei der Entnahme löst sich ein weiteres Stück des getrockneten Gewebes vom Knochen ab.



Abbildung 14: MN.: 5036, Tibia sinistra /
Feuchtpräparat

Das Präparat befindet sich im ursprünglichen Zustand nach dem Öffnen des Aufbewahrungsglases. Die Stelle der geplanten Entnahme ist markiert.



Abbildung 13: MN.: 5036, Tibia sinistra /
Trockenpräparat

Das Präparat nach erfolgter Trocknung, die Stelle der geplanten Entnahme ist markiert.

3.1.3.2 – MN.: 12.762 / *Sarcoma plantae pedis*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5256)

Durch einen Transversalschnitt ist der Pes sinister eines 25-jährigen Mannes oberhalb vom distalen Tibia- sowie Fibulakopf vom Crus abgetrennt und weiters noch durch einen Sagitalschnitt zwischen der 1. und 2. Metatarsale in zwei Teile zerteilt. Das Präparat ist 11 cm hoch und 25 cm lang, sämtliche Strukturen sind klar erkennbar und das Präparat ist gelblich, orange bis rötlich-braun gefärbt. Die Knochen sind vom umliegenden Knorpel- und weiteren Weichgewebe klar abgegrenzt.

Auffällig ist der ausgeprägte Gelenksspalt zwischen Talus und distalem Tibiakopf, die *Articulatio talocruralis*. Die weiteren Gelenksbereich der Fußwurzelknochen sind ebenso deutlich zu erkennen: *Articulatio subtalaris*, *Articulatio talocalcaneo-navicularis*, *Articulatio cuneonavicularis*, *Articulatio intercuneiformis* und *Articulatio tarsometatarsalis*. Das beteiligte Knorpelgewebe ist von einer auffällig weißen Farbe. Das Muskelgewebe ist rötlich-braun gefärbt. Die ursprüngliche Fußwölbung ist durch das Sarkom ausgefüllt, verdrängt die Muskulatur und den Bandapparat, ebenso wird die Fußsohle beulenartig nach außen gedrückt. Daran angrenzendes Weich- sowie Hartgewebe ist von der Wucherung betroffen. Das Sarkom selbst ist eine kompakte, gallertige, elastische Masse mit schwarzen Einlagerungen und von blumenkohlartiger Struktur. Die Epidermis der Planta ist dunkelrot bis braun, klar abgegrenzt von den anderen Gewebsschichten der Haut. Ebenso ist die Papillarleiste gut erkennbar, keine Waschhautbildung. Die Haut der Zehen ist dunkelbraun verfärbt.

Bei der mit dem Skalpell entnommenen Probe aus der Planta nahe dem höchsten Punkt der Geschwulst kann man eindeutig Haut (von gelb-oranger Farbe) vom Sarkom (braun-grau mit schwarzen Einlagerungen) unterscheiden.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5274)

Das Präparat macht einen sehr kompakten Eindruck und ist von gelb-brauner Farbe. Im Gegensatz zu anderen Trockenpräparaten ist es überaus schwer und fettig, selbst die Knochen sind sehr fettig.

Knorpel- und Bindegewebe sind nicht mehr klar erkennbar, einzelne Knochen sind durch Gelenksspalten voneinander zu unterscheiden. Auffallend deutlich treten die Papillarleisten weiß auf der Sohle hervor und teilweise löst sich die Epidermis von der Fußsohle ab. Das direkt darunterliegende Gewebe ist dunkel rot-braun verfärbt (Corium). Es handelt sich um eine sehr dünne Schichte. Daran anschließend eine gelb-orange, dickere Schicht (Subcutis). Das Sarkom ist nun dunkler, zum Teil fast schwarz verfärbt. Es hat an Volumen verloren und befindet sich bloß noch zusammengeschrumpft am Rand seiner ursprünglichen Ausbreitung.

Die direkt neben der ursprünglichen Entnahmestelle genommene Probe läßt sich gut mit dem Skalpell herausschneiden, davon sind zwei kleine Stücke abgebrochen.



Abbildung 16: **MN.: 12.762, Pes sinister / Feuchtpräparat**

Die Abbildung zeigt das Präparat im ursprünglichen Zustand in Formalin. Die geplante Entnahmestelle ist eingezeichnet.



Abbildung 15: **MN.: 12.762, Pes sinister / Trockenpräparat**

Das Präparat nach erfolgter Trocknung vor der erneuten Probenentnahme.

3.1.3.3 – MN.: 12.852 / *Sarcoma osteoides ossis femoris*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5258)

Es handelt sich um eine Articulatio genus sinistra im Sagittalschnitt einer 16 Jahre alten weiblichen Person. Es liegt die mediale Hälfte vor. Das Präparat ist 26 cm lang und 14 cm breit.

Von der Tibia ist bloß der Kopf vorhanden, neben dem Femurkopf ist auch ein Teil des distalen Schafts vorhanden, ebenso ein Teil der Patella, eingebettet im Ligamentum patellae. Die Knochen sind von dunkel gelber, bräunlicher Farbe. Die Spongiosa ist gelb bis braun mit dunklen rot-braunen Flecken. Darin auch gelbe, kugelige Fettansammlungen vorhanden. Der hyaline bzw. fasrige Knorpelüberzug der Gelenksflächen sticht deutlich weiß hervor. Die Gelenksspalten sind deutlich ausgeprägt.

Der Corpus adiposum infrapatellare, sowie das suprapatelläres Fettpolster sind deutlich zu sehen und sind von gelblicher Färbung. Von der Muskulatur sind Teile des M. quadriceps femoris, M. articularis genus, M. popliteus, M. soleus und M. gastrocnemius zu erkennen. Das Muskelgewebe ist von fleischfarbiger rosa bzw. rot-brauner Färbung und ist insgesamt strukturell gut zu sehen. Das Bindegewebe ist gelblich, zum Teil orange.

Das Sarkom verdrängt posterior das Weichgewebe im Bereich des Femurs, liegt dem Knochen an und hat bereits die Substantia compacta angegriffen. Die Farbe ist milchig gelblich, es ist eine Spur von rosa zu erkennen und ist von kompakter, elastischer Beschaffenheit.

Die Gewebeprobe wurde auf Höhe der Bursa subtendinea musculi gastrocnemii lateralis aus dem Sarkom mit Hilfe des Skalpells entnommen.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5284)

Das Gewebe ist insgesamt nach erfolgter Trocknung extrem geschrumpft, sehr stark ausgetrocknet und hart. Das Muskelgewebe ist dunkel rot-braun, fast schwarz, die Gelenksknorpel bräunlich-gelb. Das Fett- und Bindegewebe gelblich-weiß und der

Knochen selbst von gelb-beiger Farbe. Das Präparat besitzt zum Teil einen glänzenden, klebrigen Überzug. Nach Rücksprache mit dem Präparator Herrn NERAT handelt es sich dabei um Firnis.

Die Probenentnahme erfolgte neben der ursprünglichen Entnahmestelle mit der Säge, wobei beim Zerteilen des Probenstückes sich das Fettgewebe eines Teils ablöste.

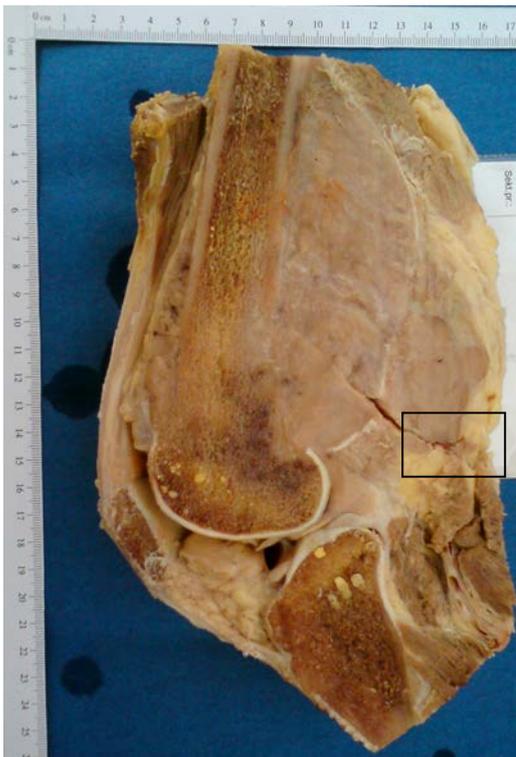


Abbildung 17: MN.: 12.852, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat

Das Foto zeigt das Gelenk vor der Probenentnahme im Ganzen. Die Stelle, wo die Gewebeprobe entnommen wird, ist bereits gekennzeichnet.



Abbildung 18: MN.: 12.852, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat

Der Unterschied zum Feuchtpräparat ist deutlich zu sehen, die Entnahmestelle immer noch gut zu erkennen.

3.1.3.4 – MN.: 12.853 / *Sarcoma fasciae brachii*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5259)

Präparat ist 20,5 cm breit, 19 cm hoch und stammt von einer 27-jährigen Frau. Es handelt sich um eine Articulatio humeri dextra mit der Scapula, wobei der Processus coracoideus angeschnitten ist, und Anteilen von vier Costae. Der Frontalschnitt geht durch den proximalen Humeruskopf und stellt ein Sarkom dar, daß sich auf der Höhe der Fossa subscapularis befindet, sich weiter Richtung Sternum in den Brustraum ausbreitet und selbst Rippen zur Seite drückt.

Der Caput humerus, sowie das angeschnittene Acromium und die Clavicula weisen eine rötlich-braune Färbung der Spongiosa auf, die Substantia compacta ist beige gefärbt. Der hyaline Knorpelüberzug der Gelenksflächen ist dagegen weiß. Das verdrängte, noch vorhandene Muskelgewebe ist bräunlich, fast schon grau und das Binde- und Fettgewebe schmutzig gelblich, etwas grau verfärbt.

Das Sarkom ist von kompakter Beschaffenheit, klar abgegrenzt und von fleischfarbiger und sowohl grauer und weißer Färbung mit braun-roten und zum Teil schwarzen Einschlüssen. Von der Struktur her ist es blumenkohlartig.

Die Gewebeprobe wird aus dem Sarkom mit Hilfe des Skalpells lateral oberhalb der Rippen entnommen.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5285)

Das Sarkom ist zusammengeschrumpft, nicht mehr so klar in der Struktur zu erkennen und nun schwarz-grünlich verfärbt.

Die Knochenanteile von Humerus, Scapula und Clavicula sind gelblich-weiß bis braun, die Knorpel der Gelenksauflagefläche dunkelbraun gefärbt. Der Caput humerus hat sich aus der Gelenkspfanne gelöst, man sieht auf die Cavitas glenoidalis. Die Spongiosa ist weiß, krümelig vorhanden. Das Bindegewebe ist ebenso weißlich-gelb und das Muskelgewebe dunkelbraun-schwarz.

Das dargestellte Gewebe ist insgesamt stark geschrumpft, das Präparat ausgetrocknet, sehr hart und relativ leicht. Allerdings sind einzelne Muskelfasern gut erkennbar.

Das gesamte Präparat ist oberflächlich mit einer weißen, pudrigen Schicht überzogen. Nach Meinung des Präparators Herrn NERAT kann das mit der ursprünglichen Einlegelösung zusammenhängen.

Die Entnahme der Probe gestaltet sich schwierig aufgrund der Härte des Gewebes. Sie erfolgte mit der Säge und dem Skalpell proximal der ursprünglichen Entnahmestelle. Das Probenstück zerbricht bei der Zerteilung, Binde- und Fettgewebe löst sich ab.



Abbildung 19: **MN.: 12.853, Articulatio humeri dextra / Feuchtpräparat**
Die Abbildung zeigt das Präparat nach Öffnen des Glases, die geplante Entnahmestelle ist gekennzeichnet.

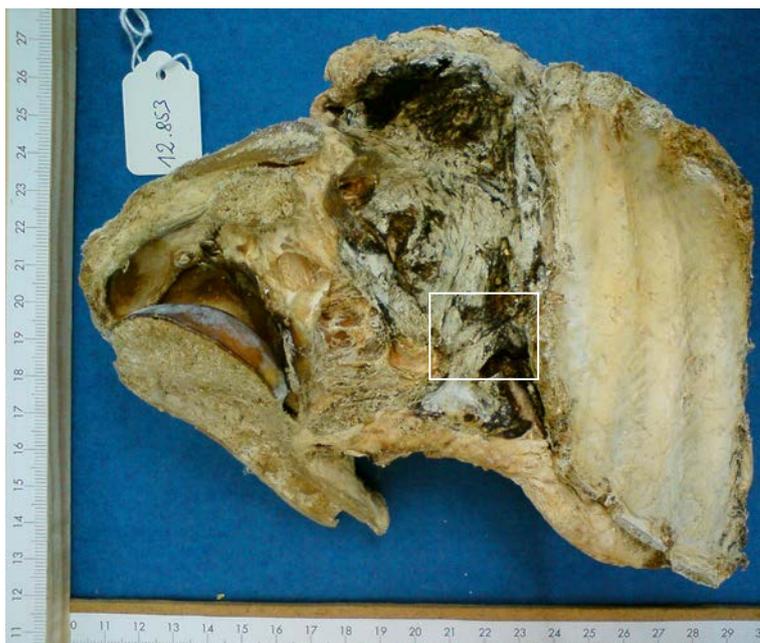


Abbildung 20: **MN.: 12.853, Articulatio humeri dextra / Trockenpräparat**
Das getrocknete Präparat wiederum vor der erneuten Probenentnahme, die Stelle ist markiert.

3.1.3.5 – MN.: 12.869 / *Articulatio genus dextra Reticulo-Myelosarcoma eosinophilicum*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5260)

Eine *Articulatio genus dextra* im Sagittalschnitt von einem 55-jährigen Mann, wovon die laterale Hälfte vorliegt. Diese ist 27 cm lang und 18 cm breit.

Vom Femur ist der distale Kopf und ein großer Teil des Schaftes erhalten, von der Tibia bloß der proximale Kopf, ebenso der proximale Fibulakopf. Die Patella ist im Ganzen erhalten und mit einem Teil des *Ligamentum patellae* nach lateral geklappt. Die *Substantia compacta* ist gelb bzw. dunkler beige, die *Spongiosa* fleckig weißlich und rot. Die *Medulla ossium flava* hat einen krümeligen Charakter und ist rot-braun verfärbt.

Der Weichteil-Anteil ist insgesamt von ausgesprochen fester Beschaffenheit, die Strukturen sind unklar und zeigen deutliche Zerfallserscheinungen. Von der Farbe dunkelrot, zum Teil etwas bräunlich gefärbt und mit weißen Flecken versetzt. Nach Öffnen des Glases verbreitet sich ein stechender Geruch, der auch zu Augentränen führt.

Der hyaline und fasrige Knorpelüberzug der Gelenksflächen ist rosa, das Bindegewebe weiß, das Fettgewebe dagegen eher gelblicher.

Die Gewebeprobe wird mit dem Skalpell auf Höhe der *Bursa suprapatellaris* aus der Gewebewucherung entnommen. Das Probenstück ist rot-braun mit gelben Einschlüssen, von der Konsistenz her elastisch, gummiartig, aber auch zum Teil schwammig.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5275)

Das gesamte Präparat ist extrem ausgetrocknet, die Weichteile stark geschrumpft und die Strukturen im Grunde nicht zu erkennen. Das Muskelgewebe ist schwarz verfärbt und ausgesprochen hart. Die *Substantia compacta* ist nun fast weiß bzw. beige, die *Spongiosa* ist weiß-gelblich bzw. dunkelbraun und krümelig, selbst das Knorpelgewebe ist sehr dunkel rot-braun verfärbt.

Da das Gewebe an der ursprünglichen Entnahmestelle nun weit auseinanderklafft, werden an zwei gegenüberliegenden Stellen mit der Säge entnommen. Das Material ist überaus hart und selbst mit dem verwendeten kleinen Fuchsschwanz nur sehr schwer zu gewinnen. Die proximal entnommene Probe ist zerbrochen.



Abbildung 22: MN.: 12.869, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat

Die Abbildung zeigt das Feuchtpräparat im Ganzen vor der Probenentnahme im Aufbewahrungsbehältnis.



Abbildung 21: MN.: 12.869, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat

Das Präparat vor der Probenentnahme, die Stelle ist gekennzeichnet.

3.1.3.6 – MN.: 16.981/34 / *Osteosarcoma tibiae sin.*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5264)

Das Präparat stellt eine Tibia sinistra im Sagittalschnitt dar, wovon zwei Schnitte aus der Mitte vorliegen. Sie sind 37 cm lang, 10,5 cm breit und stammen von einer 32 Jahre alten männlichen Person.

Die Substantia compacta ist überwiegend fleischfarben und zum Teil gelblich, die Spongiosa hingegen beige und die Medulla ossium flava gelb mit dunkelrosa Flecken. Der hyaline Knorpelüberzug der Gelenksflächen ist strahlend weiß, hebt sich deutlich ab. Das Bindegewebe ist von weißer Farbe, das Fettgewebe ist gelblich gefärbt.

Die Extensorengruppe an der ventralen Tibiaseite ist nicht eindeutig zu bestimmen. Die posterioren Muskeln – M. gastrocnemius, M. soleus und M. flexor digitorum longus – dagegen sind gut und strukturiert zu erkennen. Das Muskelgewebe ist insgesamt von rot-brauner Farbe.

Das Sarkom zerstörte den proximalen Tibiakopf und das angeschlossene Weichgewebe ist ebenso involviert in den Krankheitsprozeß. Es stellt sich als feste, gallertige Masse dar und hat eine Blumenkohlstruktur. Es ist von milchiger, rosa-orangen Färbung mit roten bis schwarzen Einschlüssen.

Die Gewebeprobe wird mit dem Skalpell posterior aus dem distalen Rand des Sarkoms vom proximalen Tibiakopf entnommen.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5277)

Das Sarkom ist nach dem Trocknen in seiner ursprünglichen Form und Größe erhalten, im Vergleich dazu ist der Weichteil-Anteil bis auf dünne Reste unterhalb des Sarkoms nicht mehr vorhanden. Die Reste vom Muskelgewebe sind sehr hart, stark ausgetrocknet und geschrumpft. Sie sind von rot-brauner Farbe.

Das Sarkom ist gelblich-beige gefärbt, die dunklen farbigen Einschlüsse sind nicht mehr zu erkennbar. Die blumenkohlartige Struktur ist dagegen immer noch zu erkennen.

Die Tibia ist entfettet, keine Medulla ossium flava in der Cavitas medullaris mehr vorhanden und sie ist von gelblich-bräunlicher Färbung.

Die Gewebeprobe wird mit der Säge proximal der ursprünglichen Entnahmestelle entnommen.



Abbildung 24: MN.: 16.981/34, Tibia sinistra / Feuchtpräparat

Die Abbildung zeigt die zwei Teile des Präparats im Ganzen mit der eingezeichneten Entnahmestelle.



Abbildung 23: MN.: 16.981/34, Tibia sinistra / Trockenpräparat

Das getrocknete Präparat im Ganzen vor der erneuten Entnahme.

3.1.4 *Durch (Mikro-)Organismen verursachte Erkrankungen:*

3.1.4.1 – MN.: 3.106 / *Gumma humeri in reg. colli anatom. infracti*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5248)

Das Präparat stammt von einem 68-jährigen Mann, stellt ein *Articulatio humeri sinistra*, sowie eine *Articulatio cubiti* im Sagittalschnitt mit der beteiligten *Scapula* im Ganzen dar. Von der *Clavicula* ist die *Extremitas sternalis* abgetrennt, mit dem *Acromion* ist diese noch verbunden. Weiters wurde durch einen Transversalschnitt im proximalen Drittel der Unterarm abgetrennt. Es ist 22,5 cm lang und 16,5 cm breit. Am Tag der Probenentnahme befindet sich das Feuchtpräparat in milchig trüber, gelblich gefärbter Formalinlösung, und nach dem Öffnen des Glases breitet sich ein stechender Geruch aus, welcher sogar Augentränen verursacht.

Durch Gumma aufgrund einer Syphilis sind die beiden dargestellten Gelenke stark in Mitleidenschaft gezogen, vor allem die *Articulatio humeri*. Die Epiphysen des Humerus sind stark verändert, ein Bruch des Humerus unterhalb des proximalen Kopfs und Knochenveränderungen sowie eine Verdrehung sind deutlich zu erkennen, dazu ist die proximale Diaphyse verkürzt. Bei der *Articulatio cubiti* ist ein deutlicher Gelenksspalt der *Articulatio humeroradialis* zu sehen.

Das Präparat ist insgesamt milchig verfärbt, von weißlich über gelb bis zu einem dunklen bräunlichen orange. Die Weichteile stellen eine sehr aufgelöste, ausgesprochen schwammige, fast schon matschige Beschaffenheit dar. Strukturen im Verband im Transversalschnitt des Unterarms unklar, nicht eindeutig erkennbar. Im Sagittalschnitt ist die Muskelfaserung gut zu erkennen und der *Musculus biceps brachii*, welcher gut präpariert vorliegt, ist eindeutig zu bestimmen.

Die Probe wird im Gewebe des Transversalschnittes des Unterarms, lateral des Radius, auf Höhe des *Musculus pronator teres* und des *Musculus flexor carpi radialis* mit dem Skalpell entnommen. Das Muskelgewebe ist erkennbar an Faserung und der zum Teil dunklen orangen Färbung. Die Probe hat eine sehr instabile Konsistenz und zerfällt beinahe schon im Probenbehälter.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5268)

Der Weichteil-Anteil des Trockenpräparates ist im Vergleich zum bereits stark von Zerfallserscheinungen betroffenen Feuchtpräparat deutlich geschrumpft.

Es ist sehr gut getrocknet, optisch sind nun wunderbar die Strukturen der einzelnen Muskelfasern zu erkennen. Das Muskelgewebe hat nun auch eine durchgehende rot-braune Farbe und ist hervorragend zu sehen.

Noch vorhandene Gefäße sind nun ebenfalls sehr gut im getrockneten Zustand erhalten. Das vorliegende Exponat hat im Vergleich zum feuchten Zustand deutlich durch die neue Trocknungsmethode gewonnen. Als Nachteil ist aber anzuführen, daß die Weichteile nun eine ausgesprochen stark poröse, luftig leichte Beschaffenheit aufweisen und sehr stark ausgetrocknet sind, man kann sie bereits als zundrig bezeichnen. Daher ist man im Gegensatz zu anderen Exponaten zu einer größeren Probenentnahme verpflichtet, damit die gewonnene Gewebsprobe nicht völlig zerfällt.

Das Gewebe ist direkt an der ursprünglichen Entnahmestelle mit dem Skalpell leicht zu schneiden, zerbröseln allerdings auch sehr leicht.



Abbildung 25: MN.: 3106, **Articulatio humeri sinistra mit einer Articulatio cubiti / Feuchtpräparat**

Die Abbildung zeigt das Präparat im getrübbten Formalin, die geplante Entnahmestelle ist gekennzeichnet.



Abbildung 26: MN.: 3106, **Articulatio humeri sinistra mit einer Articulatio cubiti / Trockenpräparat**

Das Präparat im Ganzen nach der erfolgten zweiten Probenentnahme.

3.1.4.2 – MN.: 4.173 / *Necrosis ossis carpi dextri*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5249)

Es handelt sich hierbei um eine Manus dextra einer 25 Jahre alten Frau, ein nicht totaler Frontalschnitt durch die Palma teilt die Hand und jener Teil mit dem Pollex ist nach links, ulnaris, geklappt. Ein Transversalschnitt im distalen Drittel trennt die Hand vom Unterarm. Das Präparat ist 14 cm breit und 28 cm lang.

Am Tag der Probenentnahme befindet es sich in einer alten Formalinlösung, es wird auch ein Test mit „Combur – ⁹Test – Streifen“ von Roche durchgeführt um das Einlegemedium zu überprüfen. Siehe dazu auch Tabelle 4.

An den Fingerbeeren ist eine deutliche Waschhautbildung zu erkennen. Der Weichgewebe-Anteil ist fleischfarben, grau gefärbt. Radius und Ulna sind deutlich zu erkennen, von rot-brauner Farbe. Die Knorpel sind weiß.

Die durch Syphilis verursachte Nekrose ist farblich relativ leicht vom umgebenden Gewebe zu unterscheiden. Sie ist etwas fester, gallertiger in der Beschaffenheit als das umgebende Gewebe. Vom Aussehen her von verwaschener, blasserer Farbe und etwas dunkler mit roten, kreisförmigen Einschlüssen. Handwurzelknochen nicht eindeutig zu bestimmen.

Die Probe wird auf Höhe der Basis des Metacarpale I mit dem Skalpell entnommen, sie ist relativ kompakt und gallertig, elastisch.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5269)

Die Hand ist im Vergleich zum Feuchtpräparat stark geschrumpft und ausgesprochen leicht. Die Knochen sind ausgetrocknet und porös. Insgesamt von der Farbe her nur noch in gelben Tönen.

Die Nekrose ist im Grunde nicht mehr vorhanden, hat sehr viel an Volumen verloren. An dieser Stelle ist das Gewebe eingefallen und nur noch als deutlich dunkle braun, dünne und abgegrenzte Schicht zum übrigen Gewebe zu erkennen. Das Weichteilgewebe ist leicht fettig.

Die ursprüngliche Entnahmestelle ist bloß durch die Dokumentation wieder aufzufinden und durch die starken Veränderungen gestaltet sich die Probenentnahme äußerst schwierig.

Nach Rücksprache mit der Museumsleiterin wird ein Fenster in das Trockenpräparat mit dem Skalpell geschnitten und ein zusammenhängender Gewebs- und Knochenanteilswürfel entnommen. Die Schnitte ließen sich überraschend leicht und ohne deutlichen Widerstand durch das unterschiedliche Gewebe setzen.



Abbildung 28: MN.: 4173, Manus dextra / Feuchtpräparat

Das Feuchtpräparat nach Öffnen des Aufbewahrungsbehältnisses, noch mit der Halterung. Die geplante Entnahmestelle ist markiert.



Abbildung 27: MN.: 4173, Manus dextra / Trockenpräparat

Die getrocknete Hand ist auffallend kleiner als im feuchten Zustand. Die erfolgte Probenentnahme ist deutlich am entstandenen Fenster zu erkennen.

3.1.4.3 – MN.: 6.023 / *Echinococcus hydatidosus pelveos et musculorum*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5253)

Das Präparat im geöffneten Glas verbreitet am Tag der Probenentnahme einen stechenden Geruch, welcher auch Augentränen verursacht. Es ist 41,5 cm lang, am proximalen Ende 22 cm breit und stammt von 46-jährigen Frau. Dabei handelt es sich um die laterale Hälfte eines Femur dextrum im Sagittalschnitt mit einem proximalen Teil des Ilium vom Os coxae. Das Os Sacrum wie auch das Os coccygis ist mit einem Sagittalschnitt halbiert. Zu sehen ist auch der halbierte Corpus vertebrae des Lumbalwirbels V. Die proximale Hälfte des Femurs, die Spongiosastruktur, ist durch die infiltrierenden Schmarotzer bereits so stark in Mitleidenschaft gezogen, daß man den proximalen Schaft und den proximalen Femurkopf nicht mehr erkennen kann. Er läßt sich nur noch anhand der beteiligten Muskulatur, sowie angrenzender Beckenstrukturen erahnen. Ebenso sind mehrere große, wie auch kleine Zysten in den angrenzenden Weichteilen zu sehen. Die Strukturen in diesem Bereich sind aufgrund des Krankheitsbildes nicht mehr eindeutig bestimmbar.

Fett- und Bindegewebe des Präparates sind von weißer Farbe, die Knochen sind gelblich gefärbt. Im distalen Ende des Femurs und in der Patella ist die Spongiosa gut erkennbar. Das Muskelgewebe ist braun, teilweise grau verfärbt.

Insgesamt macht das Präparat aufgrund des ausgefransten Charakters des Weichteilanteils einen angegriffenen Eindruck.

Mit dem Skalpell werden aus der medial am Femur gelegenen 9 cm messenden Zyste zwei Proben entnommen. Sie sind gelblich, milchig gefärbt. Gummiartig, zäh und schwer zu schneiden.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5272)

Nach der erfolgten Trocknung besteht eine sehr schöne Weichteil-Erhaltung, die Weichteil-Strukturen sind besser zu erkennen als im feuchten Zustand. Das trifft ebenso auf die Hartteile zu.

Die Knochen sind löchrig, porös und entfettet. Die halbierte Patella ist nicht mehr im Verband erhalten. Die Zysten sind zum Teil schwarz verfärbt. Das Muskelgewebe hat nun eine rötlich-braune Färbung und das noch erhaltene Gewebe ist spröde und bricht leicht.

So ist (beim Versuch eine geeignete Stelle zum Entnehmen zu finden) ein Stück nahe der ursprünglichen Entnahmestelle herausgebrochen. Ein weiteres, kleineres Stück wurde mit Hilfe des Skalpell an der ursprünglichen Entnahmestelle herausgeschnitten. Die herausgebrochene Probe ist schwarz verfärbt, die geschnittene braun.

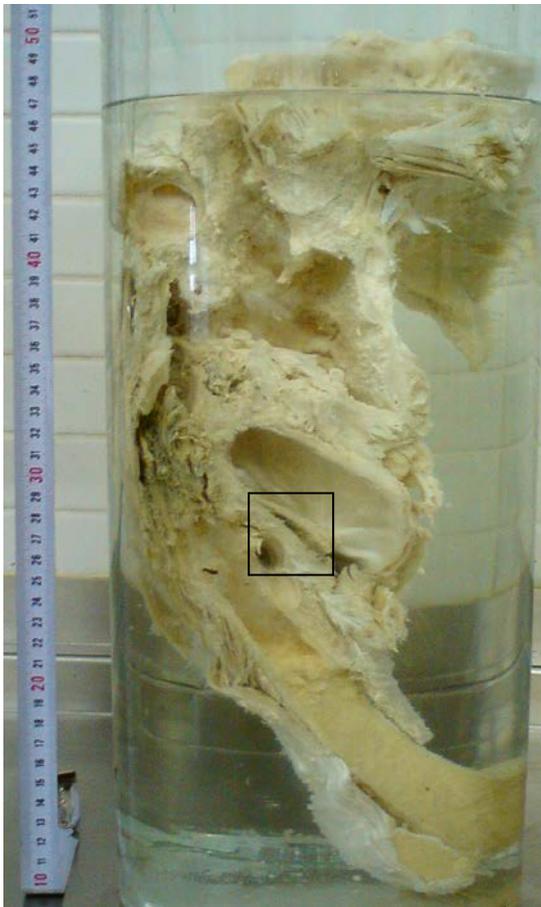


Abbildung 30: MN.: 6023, Articulatio coxae dextra / Feuchtpräparat

Das Exponat vor der Übergabe an den Präparator im Glas. Die Entnahmestelle ist gekennzeichnet.

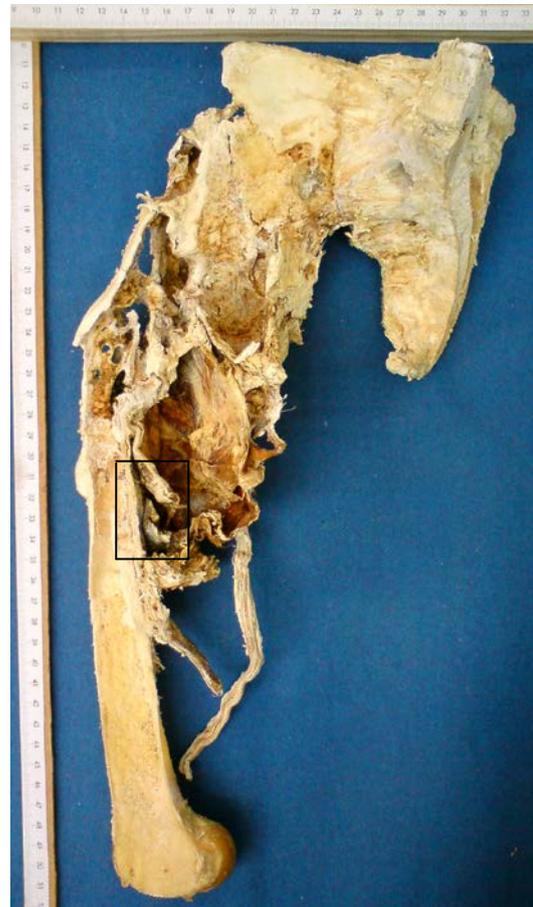


Abbildung 29: MN.: 6023, Articulatio coxae dextra / Trockenpräparat

Das ganze Ausmaß der Zerstörung der Strukturen des Präparats durch den Parasitenbefall ist im trockenen Zustand besser zu erkennen, als im feuchten.

3.1.4.4 – MN.: 12.843 / Fungus genus (Gelenktuberkulose / alte Bezeichnung)

FEUCHT-PRÄPARAT: (5257)

Es handelt sich hierbei um eine Articulatio genus sinistra einer 61-jährigen weiblichen Person mit Transversalschnitten oberhalb des distalen Femurkopfes und unterhalb des proximalen Tibia- bzw. Fibulakopfes. Am Tag der Probenentnahme befindet es sich in alter Formalinlösung, es wird auch ein Test mit „Combur – ⁹Test – Streifen“ von der Firma „Roche“ durchgeführt. Siehe dazu Tabelle 4. Nach dem Öffnen des Glases geht ein stechender Geruch davon aus, der zu Augentränen führt.

Die Gelenkscapsel ist transversal eröffnet. Die Patella liegt erkennbar im Gewebsverband proximal an der Tibia. Am Condylus lateralis ist deutlich eine ringförmige Exostose zu sehen. Der Gelenkscungus (alte Bezeichnung) ist eine trocken-granulierende Form der Gelenktuberkulose. Der häufigste Fungus ist jener des Knies, hier beginnt er oft an der Synovialis und wirkt sich in weiterer Folge knochenschädigend aus. Es handelt sich dabei um ein spezifisches Gewebe, welches wuchernd-überschießend, knotig, schwamm- und zottenförmig hier die Gelenkscapsel der Articulatio genus gelb-orange und beige gefärbt ausfüllt (Roche Lexikon Medizin, 2003). Die Strukturen sind undeutlich, bis auf die gelben Fettkörper die lateral, medial und ventral um die Gelenkscapsel liegen. Diese sind sehr deutlich ausgeprägt in ihrer Strukturierung. Der Weichgewebe-Anteil ist von eher fester, kompakter, zum Teil auch gallertiger Beschaffenheit und von grau-brauner Färbung. Das Bindegewebe sticht milchig, etwas gelblich hervor. Der Knochenanteil ist von etwas schmutzig brauner Farbe.

Die Gewebeprobe wird mit dem Skalpell medial aus der Gelenkscapsel beim Corpus adiposum infrapatellare mit Membrana synovialis entnommen.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5283)

Nach dem Trocknungsverfahren sind die beteiligten Knochenteile aus dem Gewebsverband gelöst und es liegt nur ein Teil vom Femur vereinzelt vor. Am distalen Femurkopf sind nur noch nicht mehr klar erkennbare Gewebereste erhalten geblieben.

Das Präparat ist auffallen leicht, zum Teil durch den verwendeten Firnis klebrig und es ist gelb-braun gefärbt. Reste des Muskelgewebes weisen eine braune Färbung auf. Die durch die Erkrankung hervorgerufenen Ablagerungen rund um den Condylus lateralis sind nun sehr deutlich zu sehen und stellen eine insgesamt knospige Erscheinung dar.

Am Femurkopf kann man die ursprüngliche Entnahmestelle nicht mehr ausnehmen, da daran auf dieser Höhe so gut wie kein Gewebe mehr vorhanden ist. Es wird auf etwa derselben Höhe mit dem Skalpell eine Gewebs- und Knochenprobe entnommen.



Abbildung 31: **MN.: 12.843, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat**

Das Präparat ist stark in Mitleidenschaft gezogen. Die Abbildung zeigt das gesamte Gelenk im Ganzen vor der Probenentnahme, die Stelle ist gekennzeichnet.

Abbildung 32: **MN.: 12.843, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat**

Die Abbildung zeigt den Femurkopf mit der gekennzeichneten Entnahmestelle.



3.1.4.5 – MN.: 15.678 / Fuß bei Lepra. / G

FEUCHT-PRÄPARAT: (5262)

Es handelt sich bei diesem Feuchtpräparat um einen Pes sinister, es ist 18,5 cm lang und 9 cm hoch. Durch zwei Sagittalschnitte ist das Präparat dreiteilig. Es sind keine näheren Angaben zu Geschlecht oder Alter der Person erhalten. Der laterale Schnitt durchtrennt den Hallux, der zweite Schnitt verläuft zwischen den Phalangen I und II. Am Transversalschnitt ist der Malleolus medialis durchtrennt, dessen Rest befindet sich noch im Verband am Pes. Ebenso sind Teile der Trochlea tali zu sehen. Beim zweiten Teil, am lateralen Sagittalschnitt erkennt man überaus deutlich den Talus, das Os naviculare, das Os cuneiforme mediale und das Os metatarsalia I, sowie die Phalanx proximalis I. Die Knochen sind von milchig weiß-gelber Färbung mit braunen Einschlüssen. Von der Phalanx proximalis I ist bloß die Basis noch dunkel rot-braun gefärbt erkennbar, der Rest des Hallux und das ihn umgebende Weichgewebe sind von der Erkrankung zerstört. Die Veränderungen durch die Lepra sind blumenkohlartig und braun, schwarz und zum Teil grau verfärbt. Die hyalinen Knorpelüberzüge der Gelenksflächen zwischen den Fußwurzelknochen und dem Metatarsale I sind dunkelbraun gefärbt. Von der Muskulatur sind der M. flexor digitorum brevis, M. quadratus plantae, M. adductor hallucis, M. interosseus dorsalis pedis I und der M. extensor hallucis longus angedeutet erkennbar. Deren Farbe ist mit jener der Knochen vergleichbar. Nur die Einschlüsse sind etwas rötlicher. Das gelbliche Fettpolster der Ferse ist deutlich ausgeprägt und strukturell gut erkennbar. Die Beschaffenheit der Weichteile ist fest, kompakt. Das Präparat hat eine Waschhautbildung, zum Teil löst sich die Epidermis an der Planta pedis.

Mit dem Skalpell wird transversal am von der Lepra befallenen Rest vom Hallux eine Weichteil- und Knochenprobe entnommen.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5287)

Das Präparat ist zum Teil glänzend mit weißen kristallinen Ablagerungen an der lateralen Fersenhaut und am medialen Sagittalschnitt. Sowohl am zweiten wie auch am dritten Teil.

Das Weichgewebe ist stark geschrumpft, die Strukturen sind bis auf die Lage der Knochen unklar. Die drei Teile des Fußes sind nun sehr fest, kompakt und durch die Trocknung relativ leicht.

Die Knochen sind von gelb-oranger, etwas bräunlicher Färbung, die hyalinen Knorpelüberzüge der Gelenkflächen dunkler braun. Das Muskelgewebe ist nun orange-braun, Fett- und Bindegewebe dunkelgelb-orange. Das durch Lepra geschädigte Weich- und Hartgewebe ist dunkel rot-braun bis schwarz gefärbt.

Die Entnahme der Knochen- und Weichteilprobe erfolgt an der ursprünglichen Entnahmestelle mit der Säge. Leider ist diese dabei zerbrochen.



Abbildung 33: MN.: 15.678, Pes sinister / Feuchtpräparat

Die Abbildung zeigt die zweite Scheibe des dreiteiligen Präparats nach der Probenentnahme am Hallux.



Abbildung 34: MN.: 15.678, Pes sinister / Trockenpräparat

Die Abbildung zeigt das dreiteilige Präparat in seiner Gesamtheit und die mittlere Scheibe nach der Probenentnahme am Hallux.

3.1.4.6 – MN.: 16.770 / Gelatinepräparat – Actinomycosis radii. / Anat.

FEUCHT-PRÄPARAT: (5263)

Es handelt sich bei diesem Exponat um die ventrale Hälfte eines Radius dexter im Frontalschnitt eines 13 Jahre alten weiblichen Kindes. Im Glas mit dem Einlegemedium ist zu erkennen, daß der Rest des noch am Knochen befindlichen Gewebes etwas ausgefranst ist. Die Substantia compacta ist milchig beige, die Medulla ossis flava gelblich-grau, zum Teil bräunlich. Der hyaline Knorpelüberzug der proximalen und distalen Gelenksfläche ist weiß. Am distalen Radiusende sind weiße gefärbte Kanäle in der grauen Spongiosa zu erkennen.

Die Knochenprobe wird mit dem Skalpell am distalen Radiusende transversal entnommen. Das Probenstück enthält den Processus styloideus radii.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5276)

Das getrocknete Präparat ist überaus leicht und besteht nur noch aus weiß gefärbter, stark ausgetrockneter Substantia compacta und am proximalen Radiusende befindet sich noch der hyaline Knorpelüberzug. Dieser tritt plastisch stark hervor, da er gelbbräunlich verfärbt ist. Die Medulla ossium flava ist in der Cavitas medullaris nicht mehr vorhanden.

Die Probenentnahme, anschließend an die ursprüngliche Entnahmestelle, gestaltet sich überraschend schwer. Selbst mit dem Fuchsschwanz läßt sich das Probenstück nur schwer abtrennen.



Abbildung 35: **MN.: 16.770, Radius dexter / Feuchtpräparat**

Die Abbildung zeigt den halbierten Radius im Ganzen vor der Probenentnahme am distalen Ende.



Abbildung 36: **MN.: 16.770, Radius dexter / Trockenpräparat**

Die im feuchten Zustand noch weiß gefüllten Kanäle sind nun als tiefe Rinnen zu erkennen.

3.1.5 Krankheitsbedingte Knochen- sowie Hautveränderungen:

3.1.5.1 – MN.: 6.506 / *Haemosiderosis synovialis articuli, Haemophilia.*

FEUCHT-PRÄPARAT: (5255)

Das Präparat befindet sich am Entnahmetag in einer sehr trüben, schmutzig gelb-orangen Formalinlösung und nach dem Öffnen des Glases breitet sich ein stechender Geruch aus, welcher Augentränen verursacht.

Es handelt sich um eine *Articulatio genus sinistra* eines 13-jährigen männlichen Kindes. Es sind Transversalschnitte am distalen Femurkopf und dem proximalen Tibiakopf gesetzt, die Gelenkkapsel ist ventral eröffnet. Die Länge beläuft sich auf 21 cm, die Breite des Präparats auf 11,5 cm. Der *Corpus adiposum infrapatellaris* (Hoffa) liegt transversal durchtrennt vor, dessen Farbe ist dunkelgelb, einzelne Fettbläschen sind deutlich erkennbar. Am *Epicondylus lateralis* ist die Knorpelfläche lateral mit orangen Ablagerungen überzogen.

Die *Facies patellaris* am *Epicondylus medialis* weist dieselben Ablagerungen auf, ebenso die *Plica synovialis infrapatellaris*.

Der Weichteilanteil ist von zum Teil aufgelöster, ausgefranster Struktur und von milchiger, grau verbläuer Färbung.

Die keilförmige Probe wurde mit dem Skalpell proximal am *Retinaculum patellae laterale* entnommen und hat eine gelbliche Farbe. Die Konsistenz ist gummiartig, elastisch, fast gallertig.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5282)

Die Knorpel der eröffneten Gelenkkapsel sind nun braun-grünlich gefärbt, die darauf befindlichen Gewebereste sind weiß. Das Fettgewebe ist gelb und deutlich strukturiert, das Bindegewebe weiß. Das Präparat ist leicht fettig, dessen Gewebe insgesamt sehr kompakt, fest und es ist von einem weißen, pudrigen Überzug bedeckt.

Das Muskelgewebe ist stark geschrumpft, rot-braun, zum Teil wie die Knorpel grünlich, aber auch schwarz verfärbt.

Die Probe wurde an der deutlich erkennbaren ursprünglichen Entnahmestelle mit einem kleinen Fuchsschwanz entnommen. Das Gewebe ist ausgesprochen hart.



Abbildung 38: MN.: 6506, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat

Das Gelenkspräparat ist im Ganzen nach der Probenentnahme abgebildet.

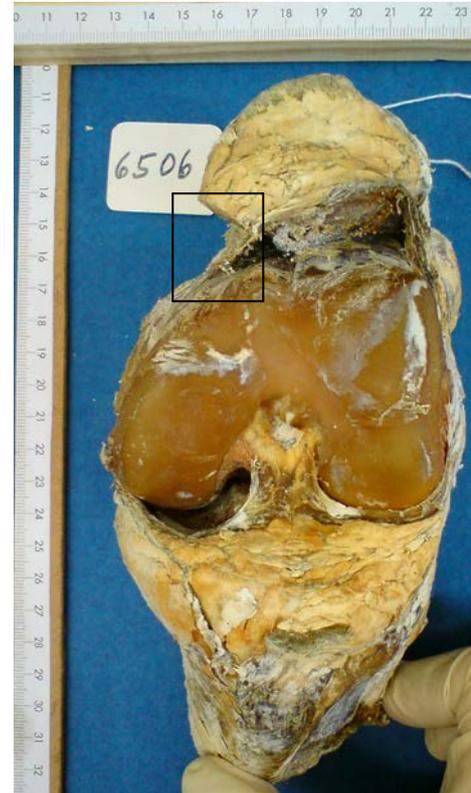


Abbildung 37: MN.: 6506, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat

Die Entnahmestelle ist im trockenen Zustand durch die Schrumpfung des Weichgewebes deutlich zu sehen.

3.1.5.2 – MN.: 22.690 / *Osteoarthropathia hypertropicans pneumica*.

FEUCHT-PRÄPARAT: (5265)

Es handelt sich bei diesem Präparat um eine Manus dextra eines 60 Jahre alten Mannes, welche mit einem Transversalschnitt distal der distalen Ulna- und Radiusköpfe vom Unterarm abgetrennt wurde. Die Gelenksflächen des Os scaphoideum und des Os lunatum sind zu sehen. Es ist 23 cm lang und 12 cm breit, nach dem Öffnen des Glases am Entnahmetag breitet sich ein stechender Geruch aus, verursacht sogar Augentränen. Es wird auch ein Test mit „Combur – ⁹Test – Streifen“ von Roche durchgeführt, um das Einlegemedium zu überprüfen (siehe dazu Tabelle 4).

Die Finger sind entsprechend dem Krankheitsbild einer schweren Lungenerkrankung trommelschlägerartig verformt, ebenso die Nägel. Diese weisen die ebenfalls typische Uhrglasform als Folgeerscheinung einer chronischen Sauerstoffunterversorgung auf. Die Haut macht einen etwas teigigen Eindruck. Waschhautbildung, insbesondere an der dorsalen Hand, palmar an den Phalangen, den Außenrändern der Palmar sowie am Pollux. Wo sich die Epidermis bereits von der Lederhaut löst, ist sie weiß, leicht rosa. Bis auf die innere Palma und lateral am Daumen, da ist die Epidermis bräunlich-orange. Die Haut unterhalb der Fingernägel ist ebenfalls dunkel gefärbt. Erkennbares Binde- und Fettgewebe ist gelb.

Am Handgelenk werden daumenwärts zwei Proben mit dem Skalpell entnommen. Medial milchig gefärbte Gefäße im Verband und lateral ein rosa, leicht gelb gefärbtes Gewebstück mit enthaltener Epidermis.

TROCKEN-PRÄPARAT: (5288)

Das Präparat ist sehr leicht, der Weichgewebe-Anteil geschrumpft. Die Nägel der Phalangen 1 und 3 sind noch vorhanden, wenn auch zum überwiegenden Teil abgelöst. Dorsal ist die Epidermis weiß, mit teilweise bräunlich-beigen Flecken behaftet, die Phalangen 3-5 mit schwarzen Verfärbungen. Palmar ist sie gelb mit braunen Flecken. Es erfolgte zur schnelleren Trocknung ein Hautschnitt palmar vom Transversalschnitt

weg bis zum 3. Metacarpalköpfchen verlaufend vom Präparator Herrn NERAT. Ebenso sind Einschnitte an den Endgliedern der Phalangen zu erkennen.

Es sind deutliche pudrige Anhaftungen im Schnittverlauf, große Mengen davon am Handgelenk und daumenwärts auf der Höhe des Caput metacarpale II vorhanden.

Die Probenentnahme erfolgt mit Säge und Skalpell medial im Anschluß an die ursprüngliche Entnahmestelle. Es wird Knochenmaterial mitentnommen.



Abbildung 40: MN.: 22.690, Manus dextra / **Feuchtpräparat**

Die Abbildung zeigt die männliche Hand nach der Probenentnahme am Handgelenk unterhalb des Pollux.



Abbildung 39: MN.: 22.690, Manus dextra / **Trockenpräparat**

Die Abbildung zeigt ein deutlich geschrumpftes Präparat mit zum Teil fehlenden Nägeln bzw. sind diese im Begriff sind abzulösen. Die Probenentnahme ist bereits erfolgt.

3.1.6 Ausschlußpräparat: – MN.: 18.560/1444 / Osteophytosis calvariae lateris sinistri. / R

FEUCHT-PRÄPARAT:

Bei dem Exponat handelt es sich um ein Schädeldach (Calvaria) einer 52-jährigen männlichen Person. Es befindet sich am Tag der geplanten Probenentnahme in einer sehr trüben, fast schon orange-farbigen Formalinlösung, nach dem Öffnen des Glases breitet sich ein stechender Geruch aus, welcher Augentränen verursacht.

Die vorhandene dünne weiße Galea aponeurotica an der Außenseite ist schwammig und ausgefranst. Auf der Innenseite der Calvaria sind unterhalb der ebenfalls weißen Dura mater dunkelblau gefärbte Blutgefäße zu erkennen. Am Os occipitale besteht am posterioren Ende eine Verdickung des Knochens und der Sinus sagittalis superior ist sehr ausgeprägt. Die Falx cerebri verläuft durchgehend bis nach ventral zum Os frontale.

Innen links am Os parietale ist die gelb gefärbte Osteophytosis deutlich sternförmig ausgeprägt, von unregelmäßiger Form und Dicke.

Da von diesem Präparat keine aussagekräftige Gewebs- bzw. Knochenprobe entnommen werden kann, handelt es sich hierbei von Beginn an um ein von der histologischen Studie ausgeschlossenes Exponat.

TROCKEN-PRÄPARAT:

Die neue Gerbungs- bzw. Mazerationsmethode hat ein optisch wunderschönes Präparat hervorgebracht. Das knöcherne Schädeldach ist von einer gleichmäßigen milchig gelben Farbe. Die Osteophytosis ist im Gegensatz zum normal gewachsenen Knochen deutlich milchig weiß hervorgehoben, Strukturen und feine, sternförmig verlaufende Ausläufer sind bestens zu erkennen. Das Weichgewebe ist als eine dunklere Schicht über die Innen- bzw. Außenfläche der Calvaria zu erkennen, die Falx cerebri blieb ebenso wunderbar erhalten. Die Blutgefäße sind nun ebenfalls weißlich-gelb in einem feinen Netz unterhalb der Dura mater zu sehen.



Abbildung 41: MN.: 18.560/1444,
Calvaria / Feuchtpräparat
 Das feucht konservierte Präparat
 ist mitsamt seiner Halterung
 abgebildet. An der Falx cerebri
 sind beidseitig am posterioren
 Ende die dunkel gefärbten
 Blutgefäße zu erkennen.



Abbildung 42: MN.:
**18.560/1444, Calvaria /
 Trockenpräparat**
 Dieses Trockenpräparat gehört
 zu den schönsten Ergebnissen
 dieser Studie, auch wenn es von
 der histologischen Arbeit
 ausgeschlossen ist.

3.2 Methoden

3.2.1 Dokumentation:

Die Exponate aus dem Narrenturm wurden zum Zeitpunkt Beginn der Studie im Originalzustand im Aufbewahrungsbehälter, sowie vor und nach der Probenentnahme außerhalb der nassen Formalinkonservierung jeweils mit Maßstab fotografiert. Die getrockneten Exponate wurden ebenso vor und nach der erneuten Probenentnahme mit Maßstab fotografiert. Die entnommenen Gewebeproben wurden ebenfalls mit Maßstab fotografiert, um deren Größe und auch später die Schnittebene des Dünnschliffes bestimmen zu können. Von den Proben mit Hartgewebeanteil wurden zusätzlich Röntgenaufnahmen angefertigt.

3.2.2 Bearbeitung der Feuchtpräparate-Proben:

Nach der Probenentnahme aus den historischen Feuchtpräparaten wurden die Probenstücke erneut in gepufferte Formalinlösung übergeführt um eine Austrocknung zu verhindern, welche in weiterer Folge zu unbeabsichtigten Zellzerstörungen führen hätte können.

3.2.2.1 – Entwässerung

Vor der Entwässerung der Gewebeproben erfolgte zunächst eine mehrstündige Wässerung unter fließendem Leitungswasser. Daran anschließend erfolgte eine mehrtägige aufsteigende Alkoholreihe. Beginnend mit 40%igem Ethanol (für 3 Tage) fand die weiter Behandlung der Proben in 70%igem (für 3 Tage), 80%igem Ethanol (für 2 Tage) statt, wobei sie im Einbettautomaten bewegt wurden. Ab der Wässerung im 96%igen (für 2 Tage) und 100%igen Ethanol (für 2 Tage) wurden die Proben einzeln in verschließbare Gläser verbracht und auf den Rüttler gestellt. Je höher prozentig der Alkohol, um so kürzer verweilten die Proben drin. Nach dem 100%-Schritt kamen die Gewebeproben in ein 1:1-Gemisch aus 100%igen Ethanol und Azeton (für 1 Tag), daran anschließend noch einmal für zwei Tage in 100%igen Ethanol. Nach dieser aufsteigenden Entwässerungsreihe wurden die Proben für drei bzw. vier Tage zunächst in 1x gebrauchtes MMA und abschließend in frisches MMA übergeführt.

3.2.2.2 – Einbettung

Das für die Studie verwendete Einbettmedium war eine Mischung aus Methylmethacrylat (Fa. Merck, Bezug über Sigma-Aldrich Handels GmbH, Wien, Österreich), dem Weichmacher Nonylphenyl-polyethylenglycolacetate (Fa. Fluka, Bezug über Sigma-Aldrich Handels GmbH, Wien, Österreich) und dem Beschleuniger Benzoylperoxid (Fa. Merck, Bezug über Sigma-Aldrich Handels GmbH, Wien, Österreich). Siehe dazu Rezept 1 im Anhang.

Die entwässerten Proben wurden in verschließbaren Modeln in der vorgesehenen Ebene plaziert und mit dem fertigen Gemisch eingegossen. Über dem Präparat sollte etwa ein Zentimeter Einbettmedium stehen, damit auch nach dem Aushärten eine vollständige Eindeckung gewährleistet ist. Die Gläser wurden zur Polymerisation in ein thermostatkontrolliertes Wasserbad verbracht, wobei diese nach dem Ausgießen der Präparate nicht mehr bewegt wurden. Waren diese schließlich auspolymerisiert, erfolgte für mindestens 30 Minuten bei 60°C im Brutschrank ein „Tempern“.

3.2.2.3 – Dünnschliffherstellung

Nach der erfolgten Polymerisation des Kunstharzes wurden die Modelle entfernt und die Präparate für die angewendete Trenn-Dünnschliff-Technik zu Blöcken zurechtgeschnitten. Nach Bestimmung der Schnittebene erfolgte der Zuschnitt mittels einer diamantbesetzten, wassergekühlten Trennscheibe (Buehler R. Isomet TM, Lake Bluff, IL, USA) an, angetrieben von einer automatischen Säge (Buehler R., Isomat, Low speed saw, Lake Bluff, IL, USA). Die Schnittfläche wurde zunächst auf einem Schleifteller händisch mit Naßschleifpapier Körnung 1000 geschliffen und anschließend mit Körnung 4000 poliert. Nachfolgend wurde ein Objektträger aus Plexiglas mit Cyanoacrylatkleber (3M Scotch-Weld Instant Adhesive CA8, Japan) mit der Schlifffläche verbunden und eine 200 – 500µm dicke planparallele Scheibe vom Präparatblock abgetrennt.

Mit einem Exakt-Mikroschleifsystem, einem Planschleifgerät (MPS-2, Müller Kugellagerfabrik KG, Nürnberg, Deutschland), wurde die auf dem Plexiglasobjektträger festgeklebte Präparatscheibe wiederum mit Naß-Sandpapier der Körnung 1000 auf eine Dicke von etwa 100µm dünn geschliffen und mit Körnung 4000 poliert. Die Oberfläche der nun dünn geschliffenen Präparatscheibe erfuhr abschließend mit Hilfe einer

Poliermaschine (Buehler R. Minimet Polisher [patented], Lake Bluff, IL, USA) und Korundpulver (Buehler R. Micropolish R A 0.3 Micron Alpha Alumina, Lake Bluff, IL, USA) eine Politur auf Hochglanz.

3.2.2.4 – Oberflächenfärbung der Dünnschliffe

Die verwendete Standardfärbung des Labors (siehe Anhang, Rezept 2), eine GIEMSA-Farblösung wurde modifiziert, da die Färbungsergebnisse nicht befriedigend waren.

Die fertige GIEMSA-Gebrauchslösung wurde mit NaOH (2,52%) auf pH 9 eingestellt und die Dünnschliffe für 25 – 30 Minuten in den Brutschrank bei 60°C eingestellt, ohne die zuvor übliche Anätzung der Oberfläche in 0,1% Ameisensäure und 20% Methylalkohol. Anschließendes Spülen in 100mL Aqua dest. mit 5 gtt Eisessig und ebenfalls 60°C warmen reinem Aqua dest. Die Färbung konnte man noch mit weiteren Spülen in der Eisessig-Lösung etwas differenzieren.

Allerdings waren auch mit der modifizierten GIEMSA-Farblösung nicht alle Ergebnisse von guter Qualität, daher wurde noch eine weitere Färbemethode, die PARAGON-Färbung angewandt (siehe Anhang, Rezept 3).

Die PARAGON-Farblösung wurde mit NaOH (2,52%) auf pH 9 eingestellt, die Dünnschliffe für 10 – 30 Minuten wiederum bei 60°C in den Brutschrank eingestellt und anschließend mit 60°C warmen Aqua dest. gespült.

3.2.3 Bearbeitung der Trockenpräparate-Proben:

Die geänderte Beschaffenheit der Gewebeproben nach der erfolgten Trocknung der Exponate erforderte eine modifizierte Vorgehensweise der Bearbeitung vor der Einbettung in das Kunstharz, welche mit mehreren Versuchen ausgetestet wurde.

3.2.3.1 – Quellung der Trockenpräparate-Proben

Die Proben der Trockenpräparate wurden über Nacht in 80%igen Ethanol in den Einbettautomat eingespannt, am nächsten Tag mit 70%igen Ethanol und am darauffolgenden Tag in 40%igen Ethanol überführt und wieder für einen Tag mit Hilfe des Einbettautomat (Fa. Shandon Elliott) ständig bewegt. Es folgte am Tag darauf eine mehrstündige Wässerung in Leitungswasser. Aqua dest. wurde mit Ammoniak (25%)

auf einen pH-Wert von 9 gebracht. Die Proben wurden vereinzelt in verschließbaren Gläsern in die bereitgestellte Ammoniaklösung überführt und vier Tage bei 30°C im Brutschrank zum Quellen gebracht.

3.2.3.2 – Entwässerung

Nach dem erfolgten Quellen erfolgte die rasche Entwässerung der Proben in einer aufsteigenden Alkoholreihe.

Die Präparate wurden für einen Tag in 40%igen Ethanol in den Einbettautomaten überführt und anschließend für einen weiteren Tag in 70%igen Ethanol – wiederum im Einbettautomaten unter ständiger Bewegung.

Die folgenden höherprozentigen Alkoholschritte wurden verkürzt in verschließbaren Gläsern durchgeführt. Die Proben wurden im 80%igen Ethanol für 5 Stunden auf dem Rüttler bewegt, danach über Nacht in 96%igen Ethanol. Am nächsten Tag wurden sie für wiederum 5 Stunden in 100%igen Ethanol, danach für 2 Stunden in 1:1 Aceton-Ethanol verbracht und als letzter Schritt der Alkoholreihe über Nacht in 100%igen Ethanol.

Abschließend wurden die Proben für je einen Tag in 1x gebrauchtes MMA und frisches MMA in verschließbare Schraubgläser und auf dem Rüttler gestellt.

3.2.3.3 – Einbettung

Die Einbettung der Proben der Trockenpräparate erfolgte unter denselben Gesichtspunkten und derselben Vorgehensweise, wie bei den Feuchtpräparaten.

3.2.3.4 – Dünnschliffherstellung

Die Dünnschliffe der Proben der Trockenpräparate wurden auf dieselbe Weise hergestellt, wie jene der Feuchtpräparate.

3.2.3.5 – Oberflächenfärbung der Dünnschliffe

Für die Dünnschliffe der Trockenproben wurde die Standardfärbung des Labors (siehe Anhang, Rezept 2), eine GIEMSA-Farblösung, für die geänderten Anforderungen modifiziert.

Zunächst wurde die Farbstoffmenge auf 15mL verringert und das Aqua dest. auf 85mL erhöht. Die fertig filtrierte GIEMSA-Gebrauchslösung wurde mit NaOH (2,52%) auf pH 10,5 eingestellt und die Dünnschliffe für 3 – 25 Minuten im Brutschrank bei 60°C gefärbt, ohne die laut Rezept übliche Anätzung der Oberfläche in 0,1% Ameisensäure und 20% Methylalkohol vorzunehmen. Es folgte ein anschließendes Spülen in 100mL Aqua dest. mit 5 gtt Eisessig und weiters in 60°C warmen Aqua dest. Die Färbung ließ sich durch weiteres Spülen in der Eisessig-Lösung differenzieren.

Ebenso wurde bei den Schliffen der Trockenpräparate ergänzend die PARAGON-Färbung (siehe Anhang, Rezept 3) angewandt. Im Gegensatz zu den Feuchtpräparaten wurden die Dünnschliffe aller getrockneten Exponate mit der dafür modifizierten Färbung behandelt.

Die vorbereitete PARAGON-Farblösung wurde auf mit NaOH (2,52%) pH 8,5 gebracht, die Dünnschliffe für 3 – 30 Minuten bei 60°C in den Brutschrank eingestellt und anschließend mit 60°C warmen Aqua dest. gespült. Auch hier wurde eine Differenzierung mit Hilfe der Eisessig-Lösung versucht.

4) ERGEBNISSE

Von den gefärbten Gewebe-Dünnschliffen wurden unter dem Lichtmikroskop Fotos hergestellt, welche in weiterer Folge beurteilt und ausgewertet wurden. Die zunächst vom feuchten Präparat entnommene Probe wurde mit der jeweiligen Probe des Trockenpräparates verglichen. Die Kategorisierung der Dünnschliffe erfolgt unter denselben Gesichtspunkten, wie die jene des aufgelisteten verwendeten Materials im vorangegangenen Kapitel.

4.1 Durch entzündliche Prozesse hervorgerufene Erkrankungen der Gelenke:

4.1.1 MN.: 5.995 / *Arthritis suppurativa acuta art. genu sin.*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5252

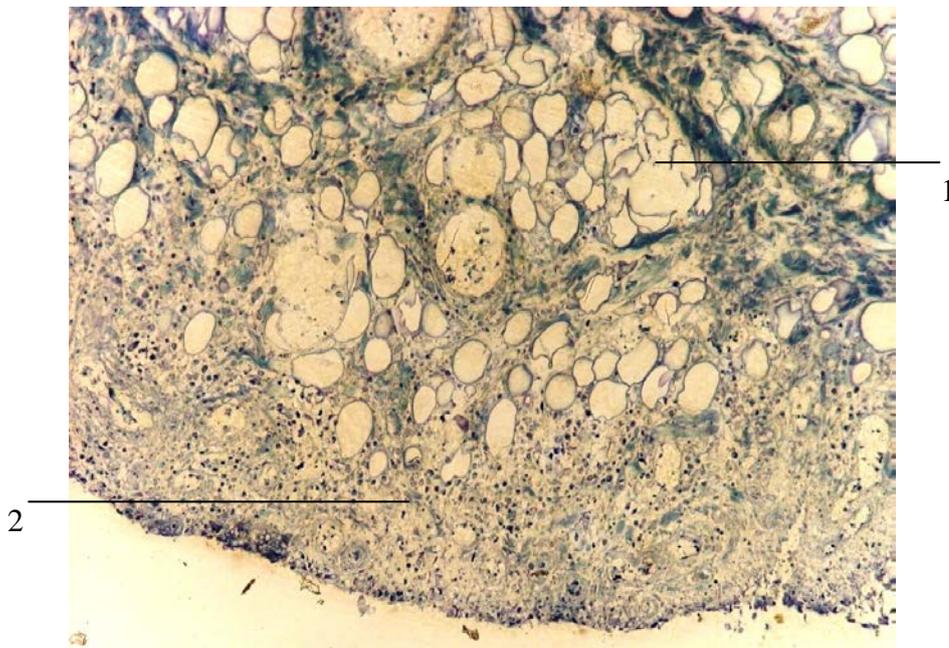


Abbildung 43: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung
1) Fettzellen und 2) Entzündungszellen

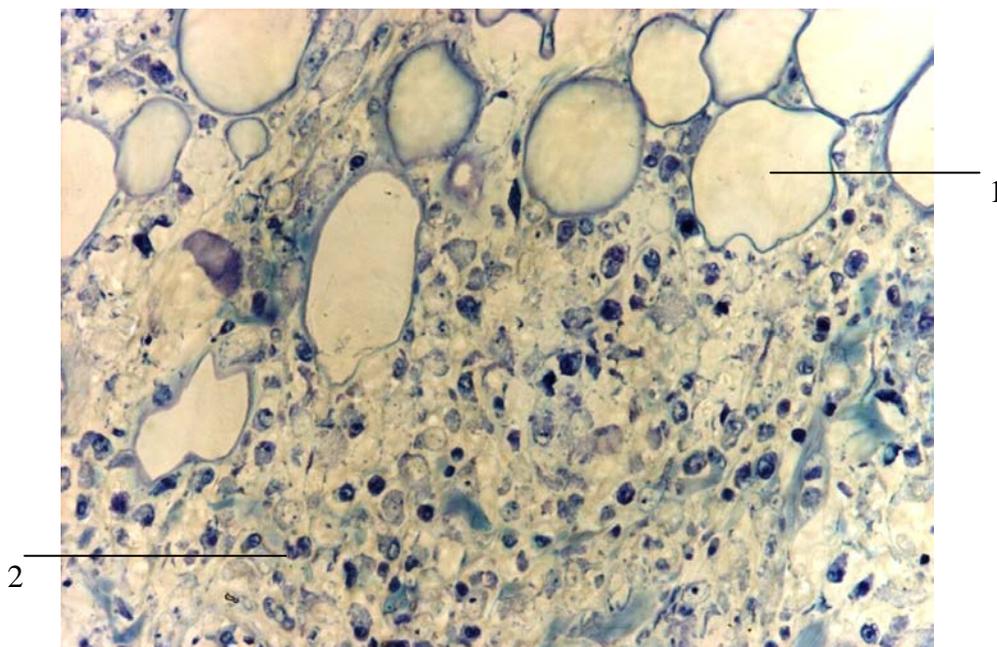


Abbildung 44: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung
1) Fettzelle und 2) Entzündungszellen, aufgelockert und gut differenzierbar

TROCKEN-PRÄPARAT: 5281

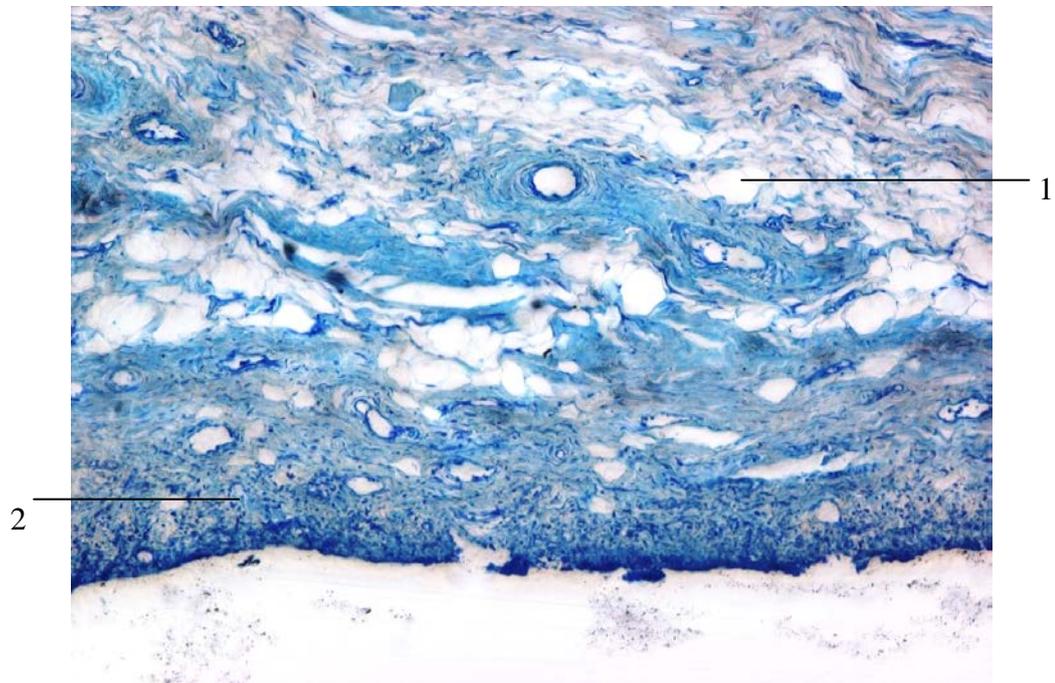


Abbildung 45: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung
1) Fettzellen und 2) Entzündungszellen, hier sehr dichtgedrängt und nicht mehr locker

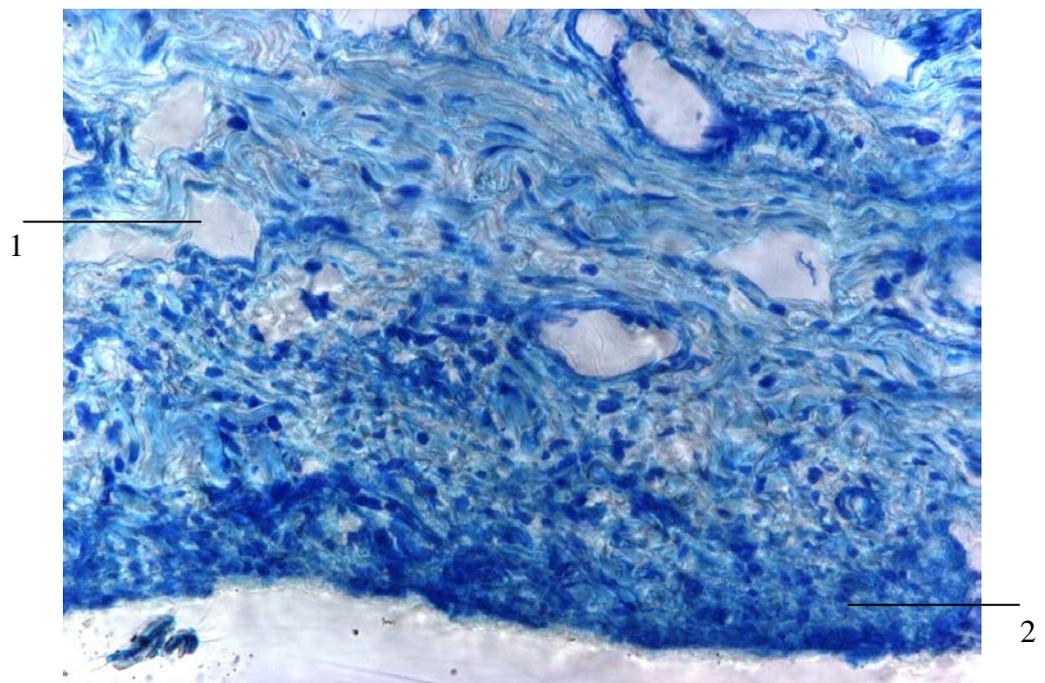


Abbildung 46: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung
1) Fettzelle und 2) Entzündungszellen

4.1.2 MN.: 6.257 / *Gonitis suppurativa chronica*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5254

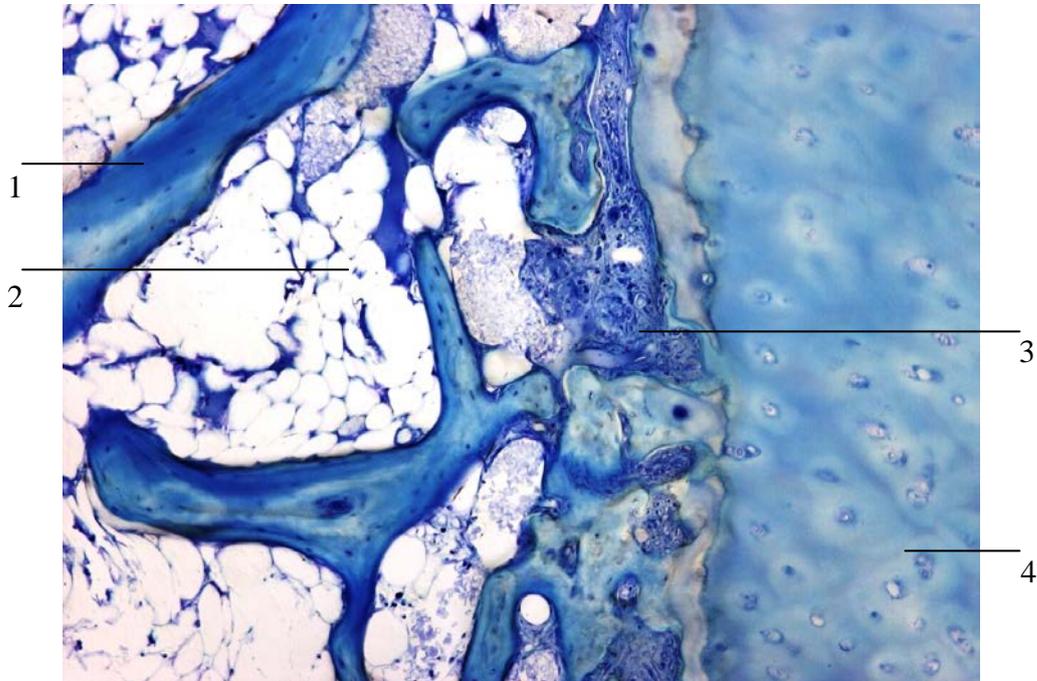


Abbildung 47: Spongiöser Knochen, entzündetes Gewebe und hyaliner Knorpel; GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

1) Lamellenknochenbälkchen, 2) Fettzellen des Knochenmarks, 3) entzündetes Gewebe und 4) hyaliner Knorpel

TROCKEN-PRÄPARAT: 5273

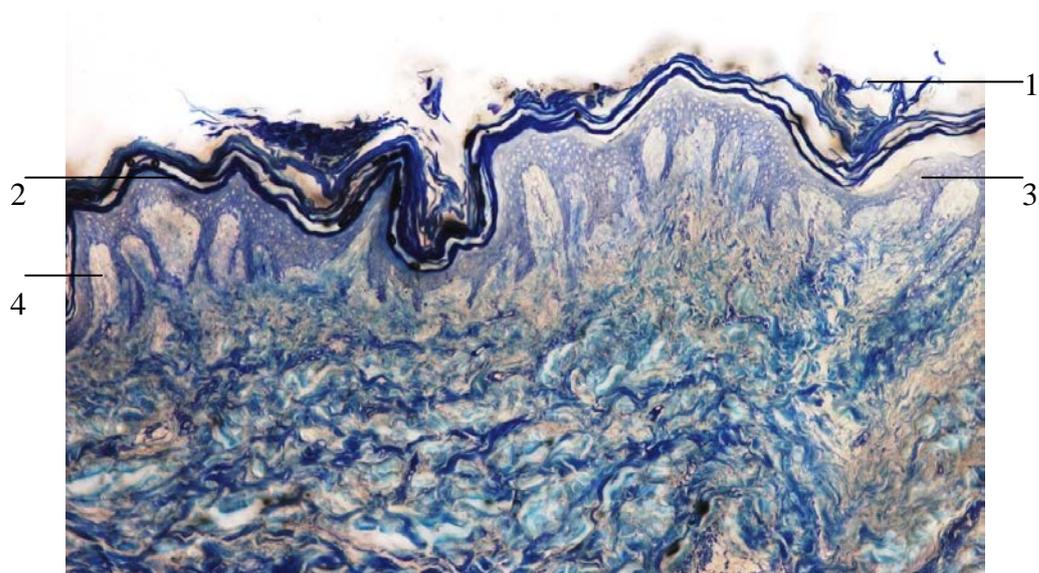


Abbildung 48: Epidermis, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung

1) Stratum corneum, 2) Stratum granulosum, 3) Stratum spinosum und 4) Stratum basale

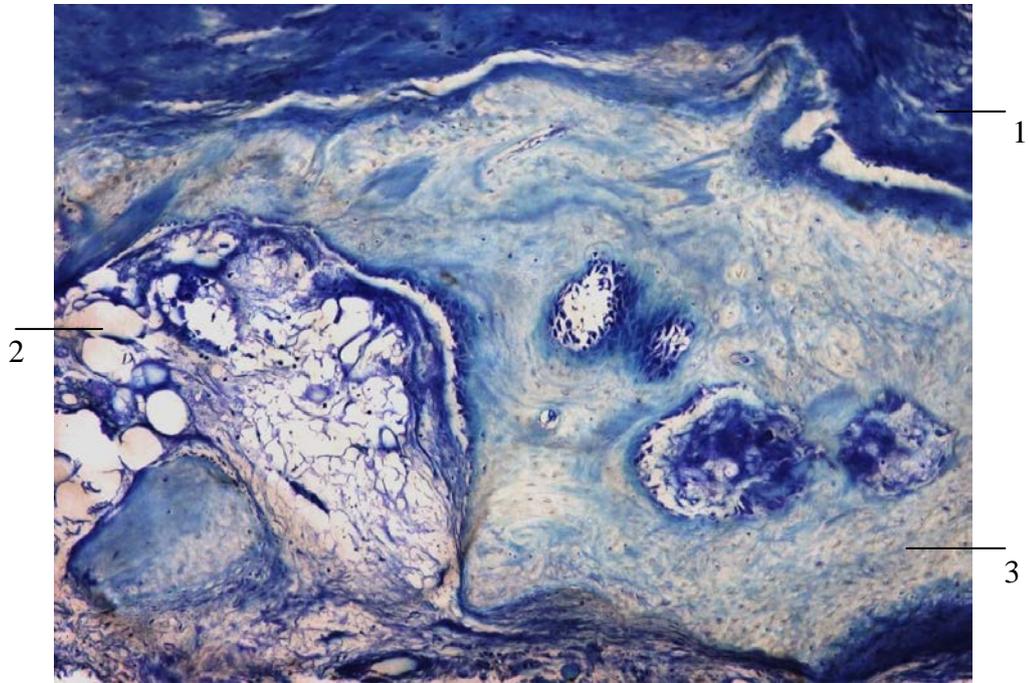


Abbildung 49: Knochen- und Knorpelgewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung
 1) Knorpelgewebe, 2) Fettzellen und 3) Knochengewebe

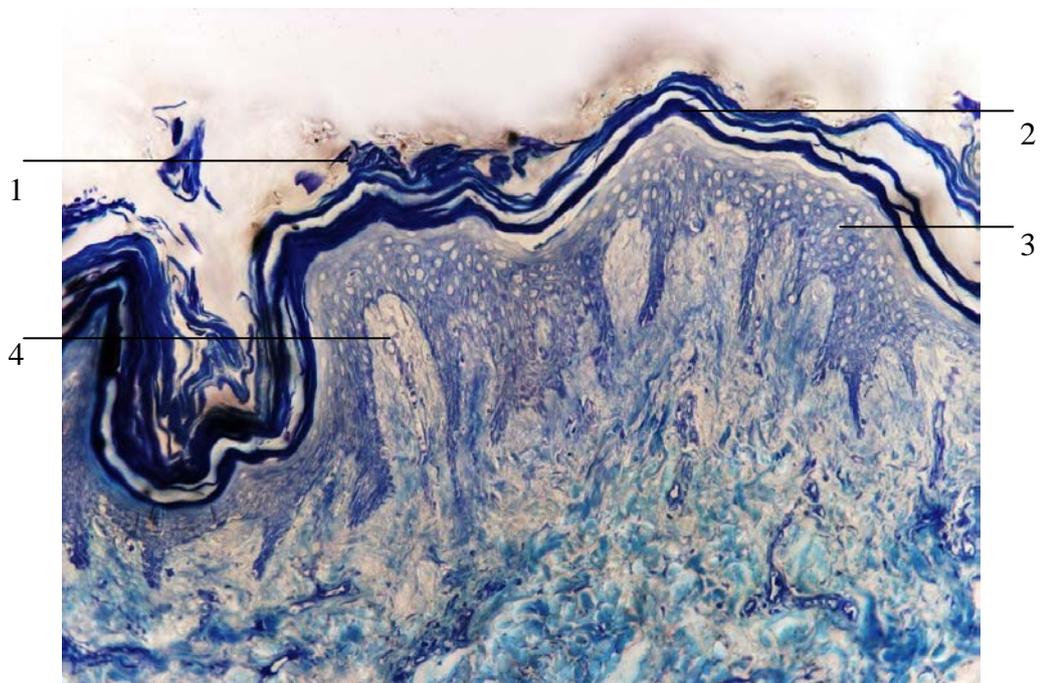


Abbildung 50: Epidermis mit verhorntem Plattenepithel, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung
 1) Stratum corneum, 2) Stratum granulosum, 3) Stratum spinosum und 4) Stratum basale

4.1.3 MN.: 14.040 / Polyarthritits urica. Genu dextrum.

FEUCHT-PRÄPARAT: 5261

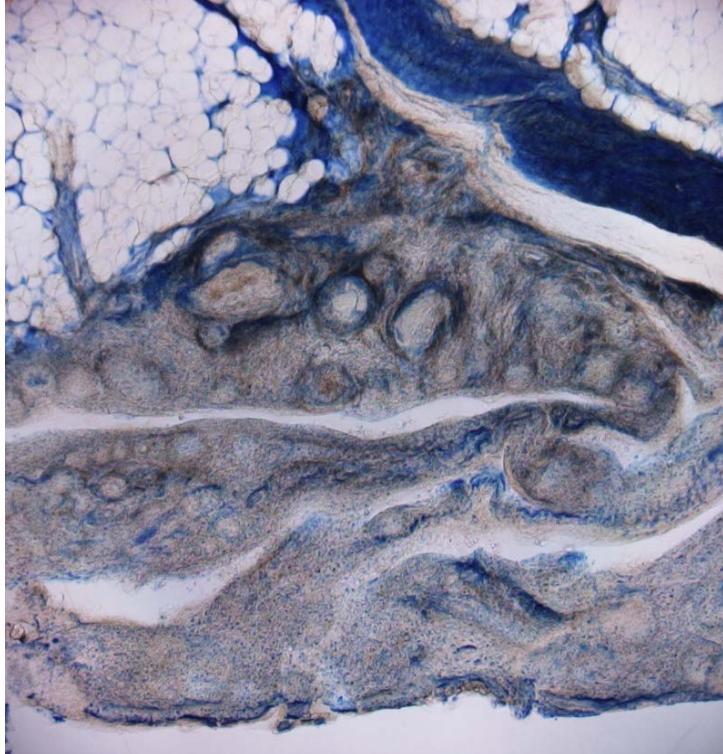


Abbildung 51: Übersichtsbild Synovia mit Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung, 40-fache Vergrößerung

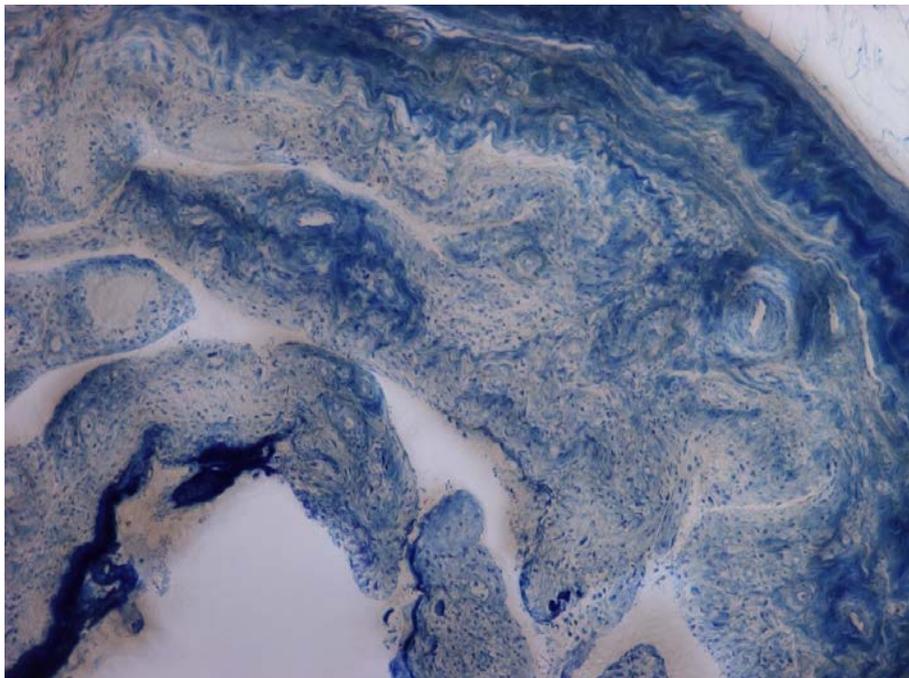


Abbildung 52: Synovia mit Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

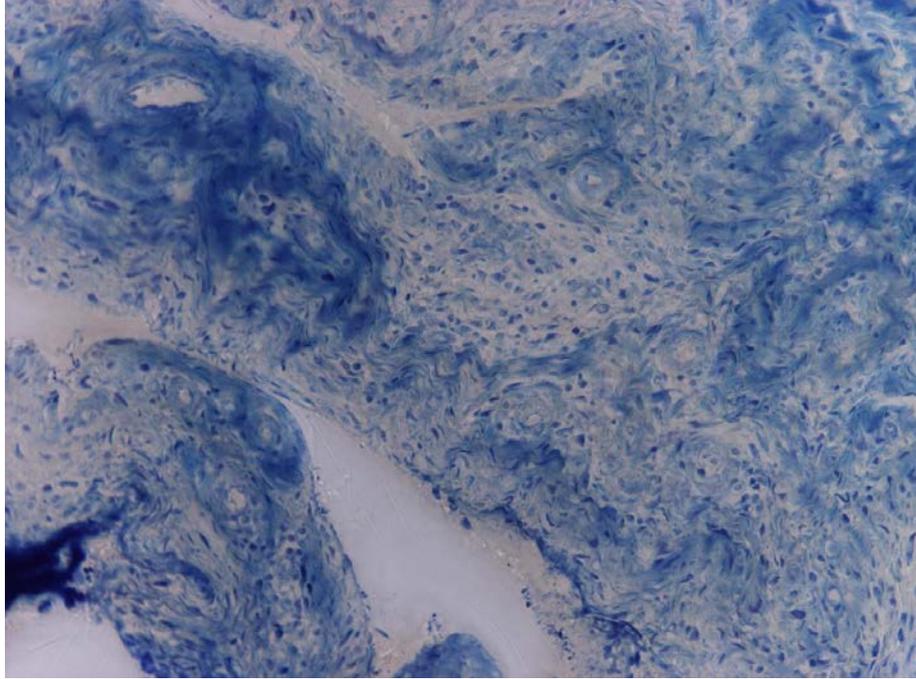


Abbildung 53: **Detailbild Synovia mit Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung, 200-fache Vergrößerung**

TROCKEN-PRÄPARAT: 5286

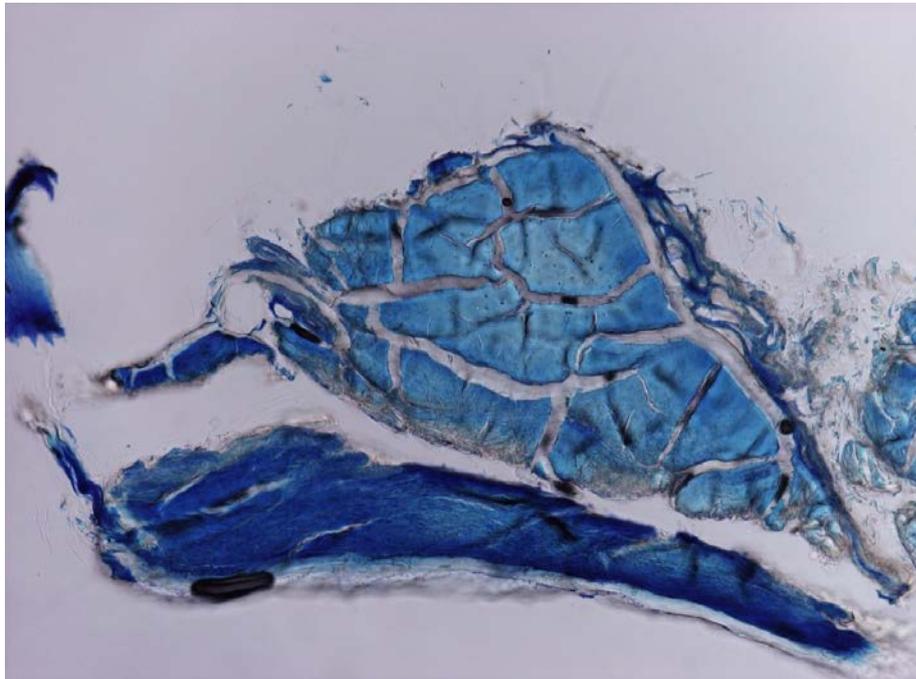


Abbildung 54: **Muskelgewebe und Sehne, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung**

4.2 Karzinome

4.2.1 MN.: 5.004 / *Carcinoma pharyngis in cranium tendens*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5250

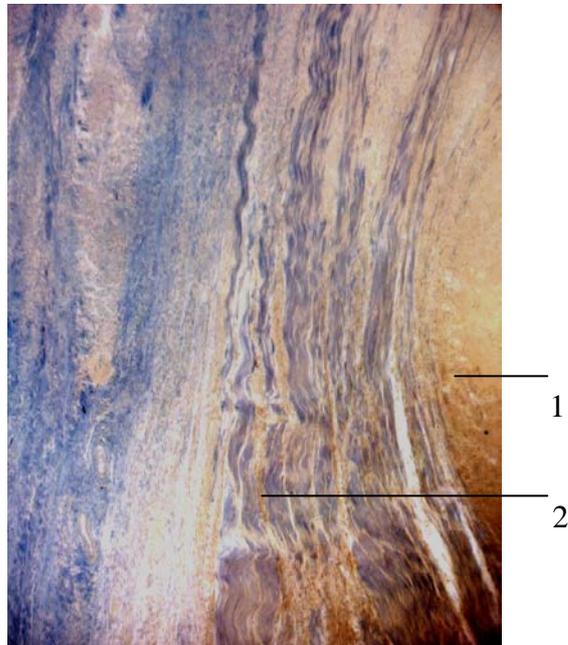


Abbildung 55: Rechts Blut und straffes Bindegewebe, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung
1) Blut sowie 2) straffes, kollagenreiches Bindegewebe

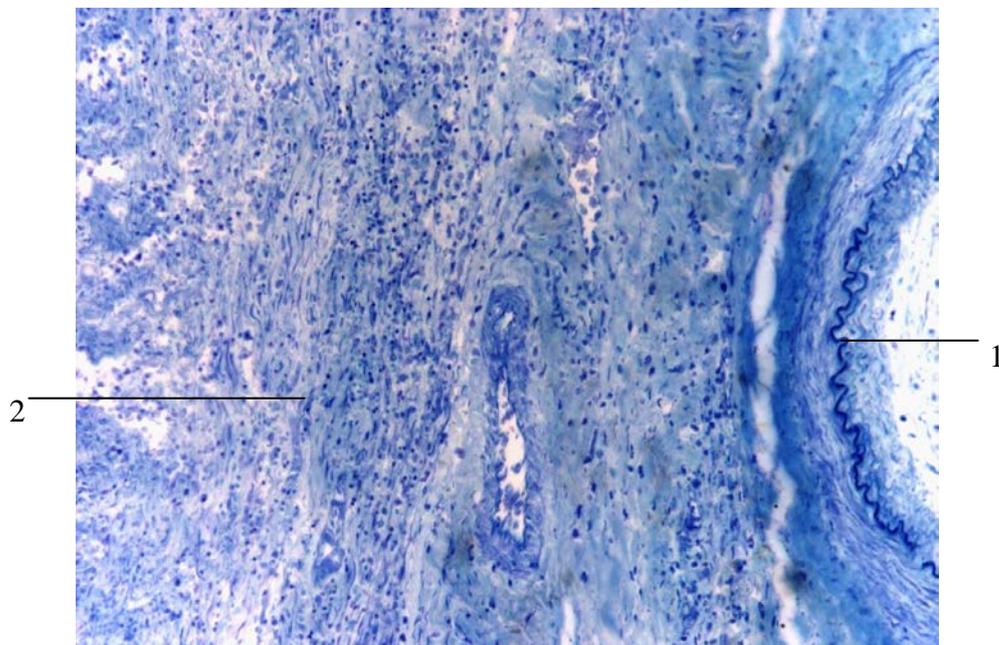


Abbildung 56: Rechts Gefäß und Arterienwand, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung
1) Dunkelblau gefärbte Elastica interna einer Arterie und 2) links angrenzendes Bindegewebe

TROCKEN-PRÄPARAT: 5270

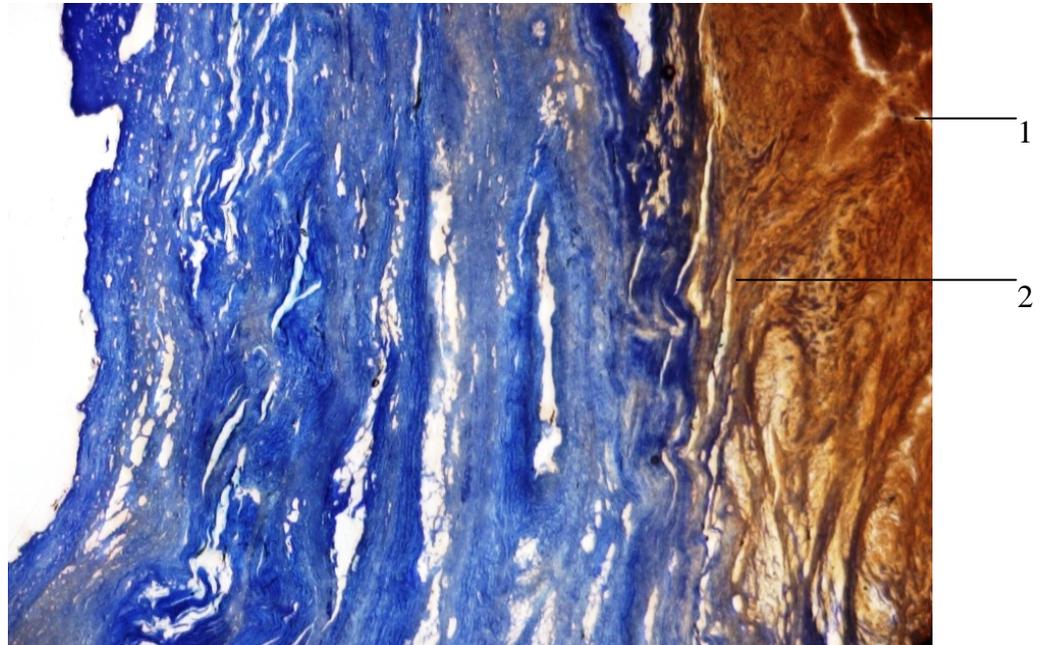


Abbildung 57: **Rechts Blut und Bindegewebe, PARAGON-Färbung, 40-fache Vergrößerung**
1) Blut und 2) straffes Bindegewebe

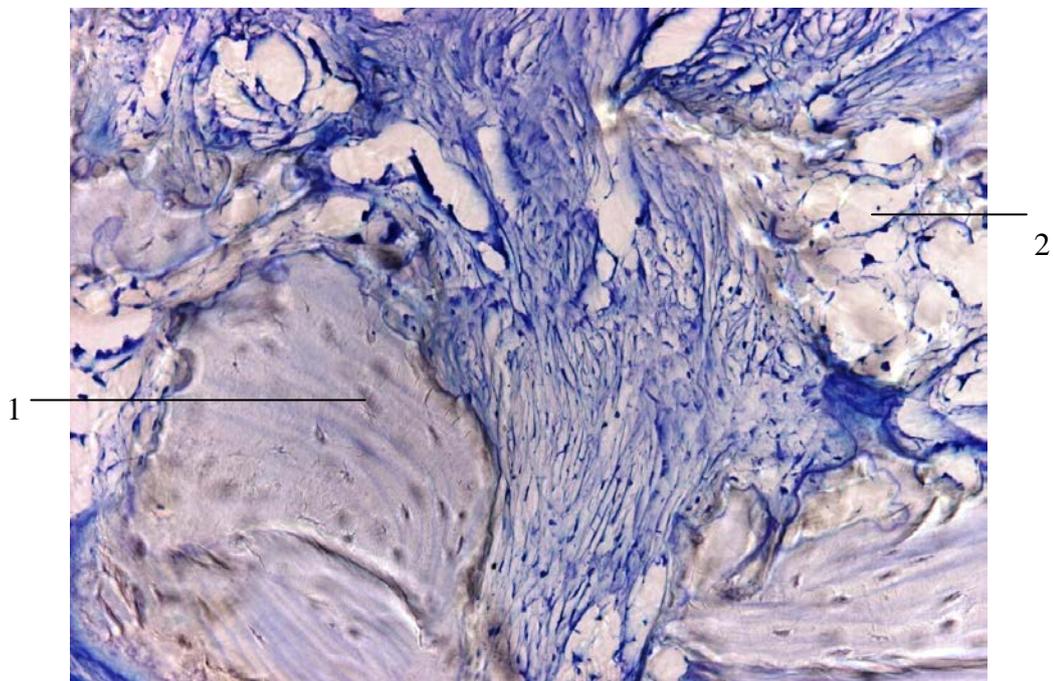


Abbildung 58: **Spongiöses Knochengewebe, PARAGON-Färbung, 200-fache Vergrößerung**
1) Osteozyt im Knochenbälkchen und 2) Fettzelle im Knochenmark

4.2.2 MN.: 24.223 / *Carcinoma platyellulare. Fungus genu inveteratus*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5266

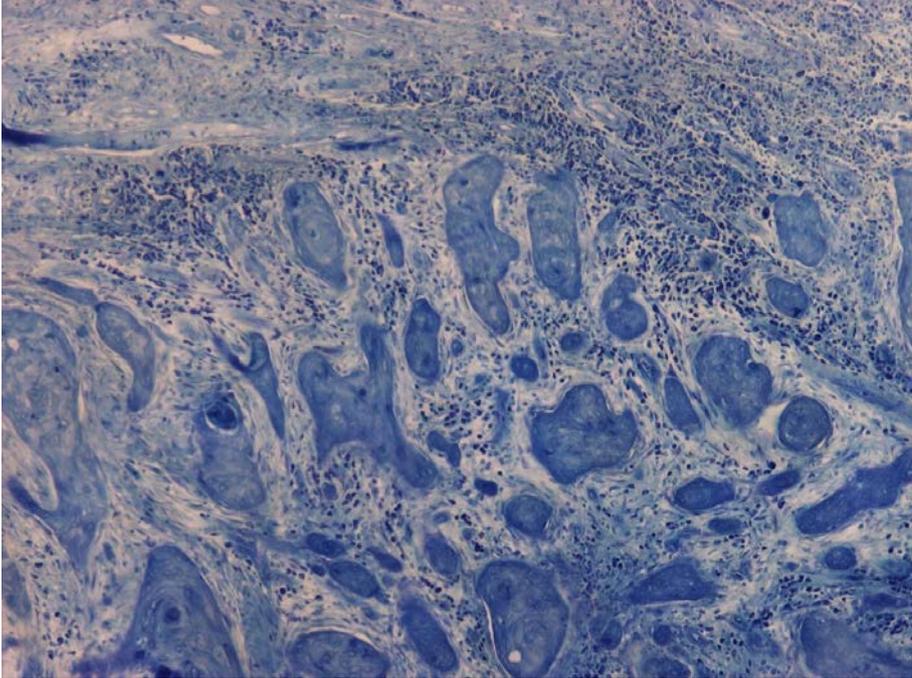


Abbildung 59: Plattenepithelkarzinom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

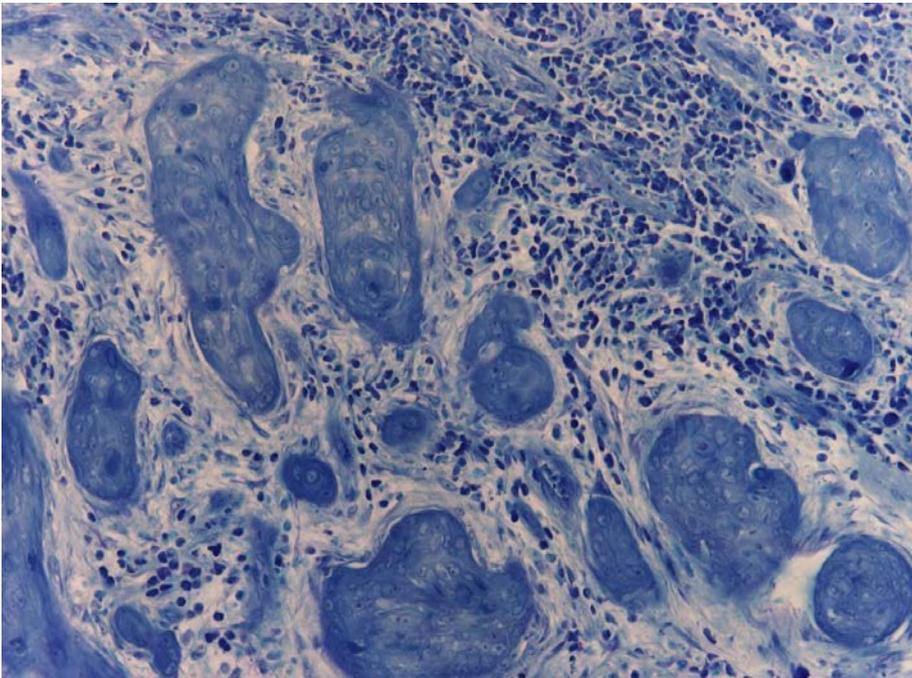


Abbildung 60: Plattenepithelkarzinom, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung

TROCKEN-PRÄPARAT: 5289

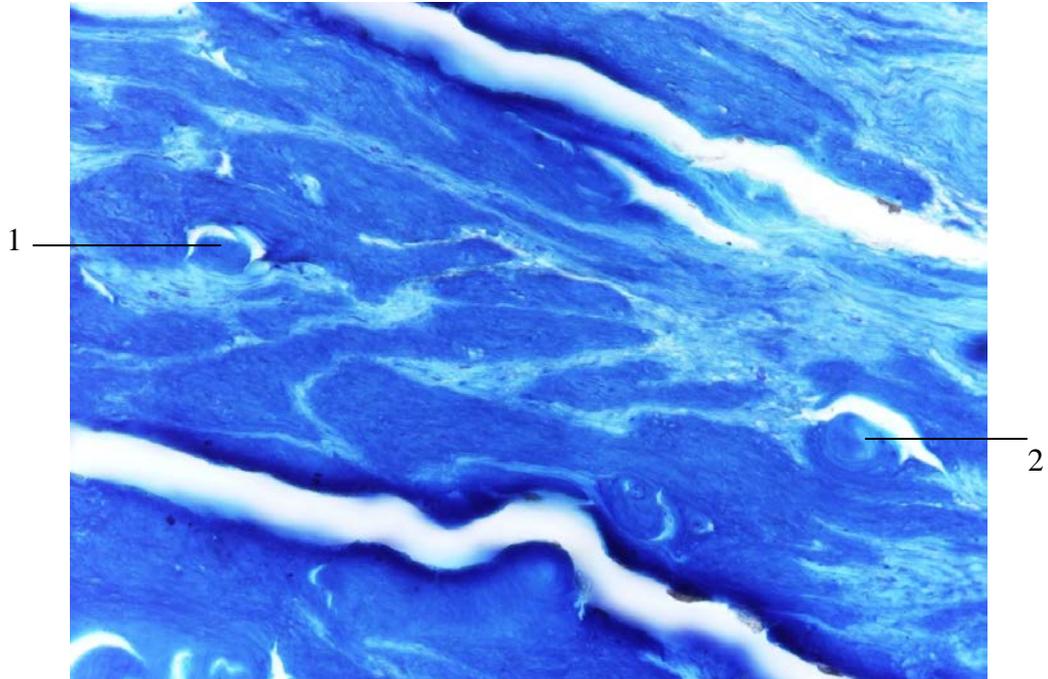


Abbildung 61: Plattenepithelkarzinom, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung
1) und 2) Hornperlen



Abbildung 62: Plattenepithelkarzinom, PARAGON-Färbung und 400-fache Vergrößerung
1) und 2) Hornperlen

4.2.3 MN.: 24.240 / Knochenmarksmetastasen nach Bronchuscarcinom

FEUCHT-PRÄPARAT: 5267

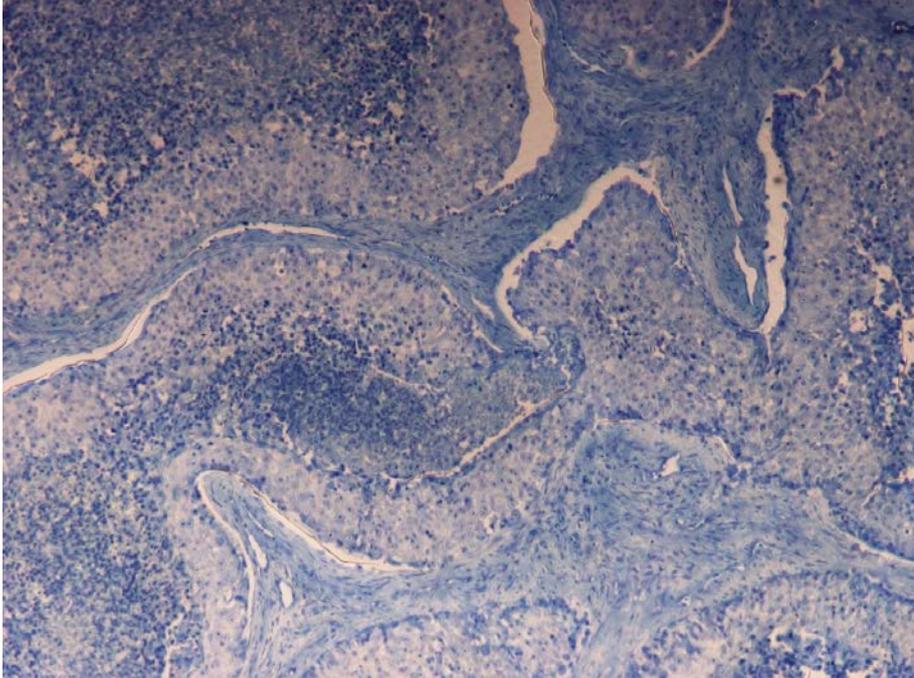


Abbildung 63: Tumorgewebszapfen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

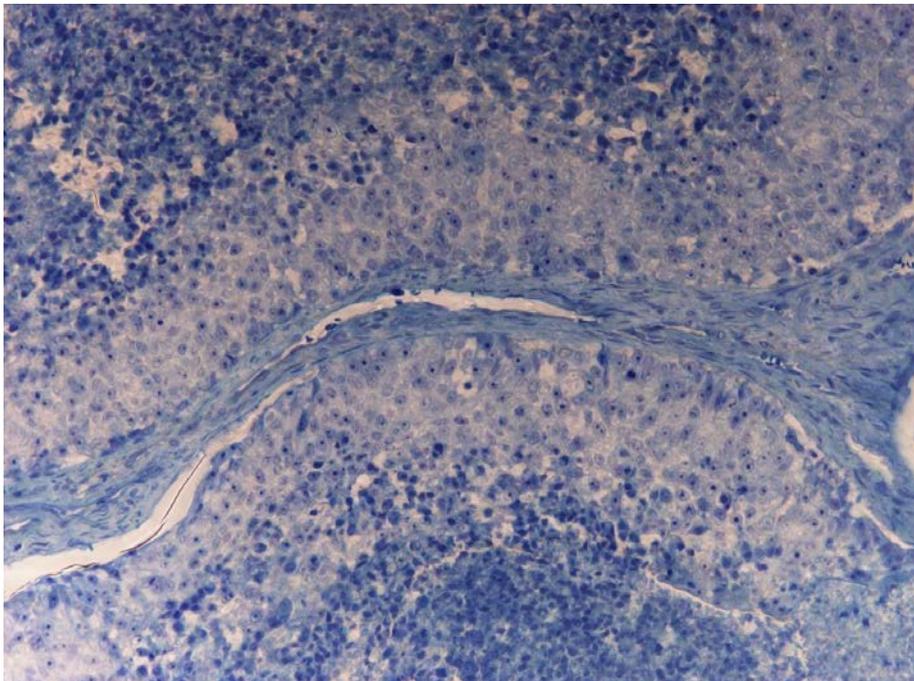


Abbildung 64: Detailaufnahme Tumor, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung

TROCKEN-PRÄPARAT: **5278**

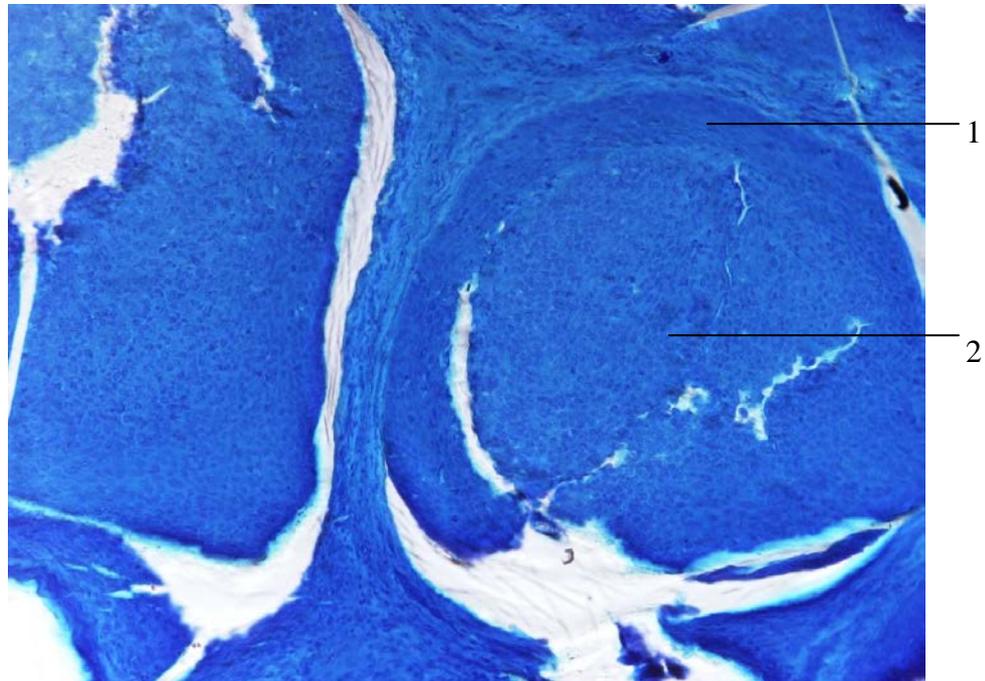


Abbildung 65: **Tumor, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung**

Es handelt sich um einen drüsenbildenden Tumor. 1) Am Rand liegendes Drüsengewebe und 2) im Inneren abgestorbenes Gewebe.

4.3 Sarkome

4.3.1 MN.: 5.036 / *Sarcoma tibiae sin.*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5251

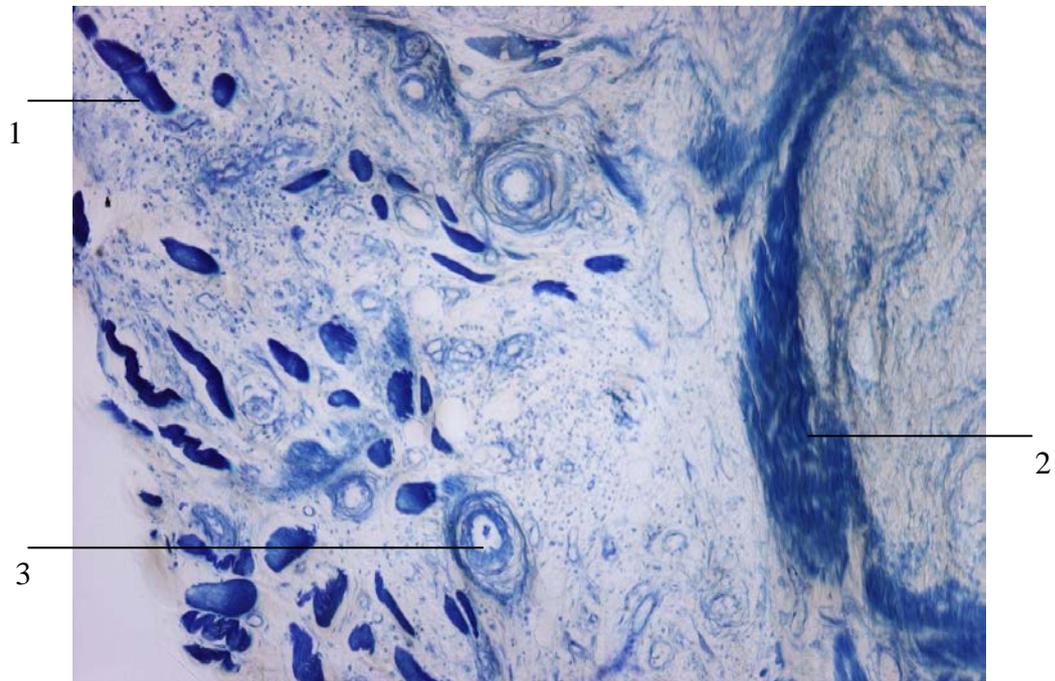


Abbildung 66: **Übersicht Peripherie, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung**
1) Muskelgewebe, etwas überfärbt, 2) derbes Bindegewebe und 3) Blutgefäß

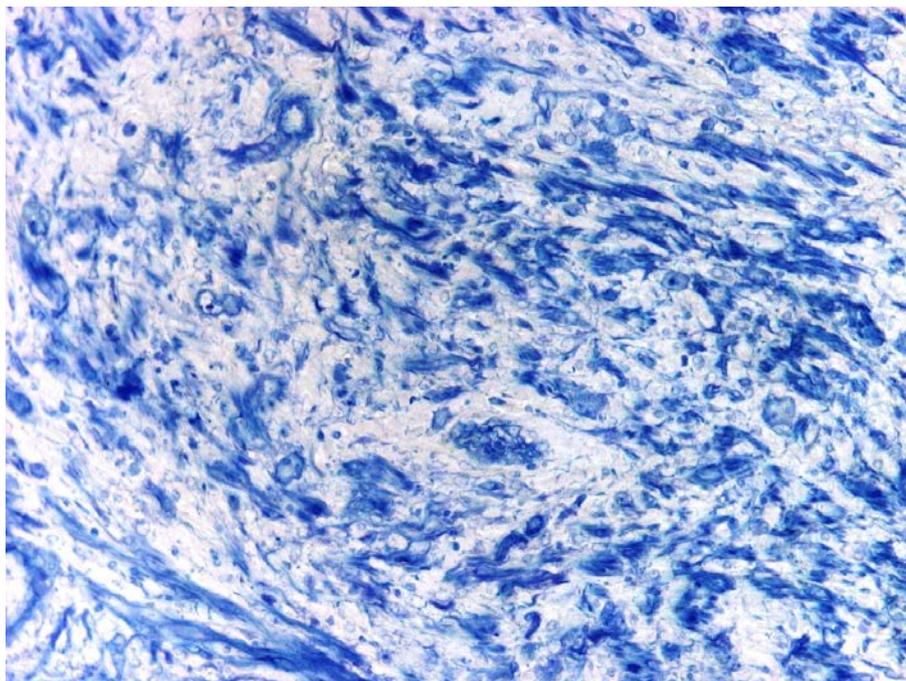


Abbildung 67: **Sarkomzellen, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung**

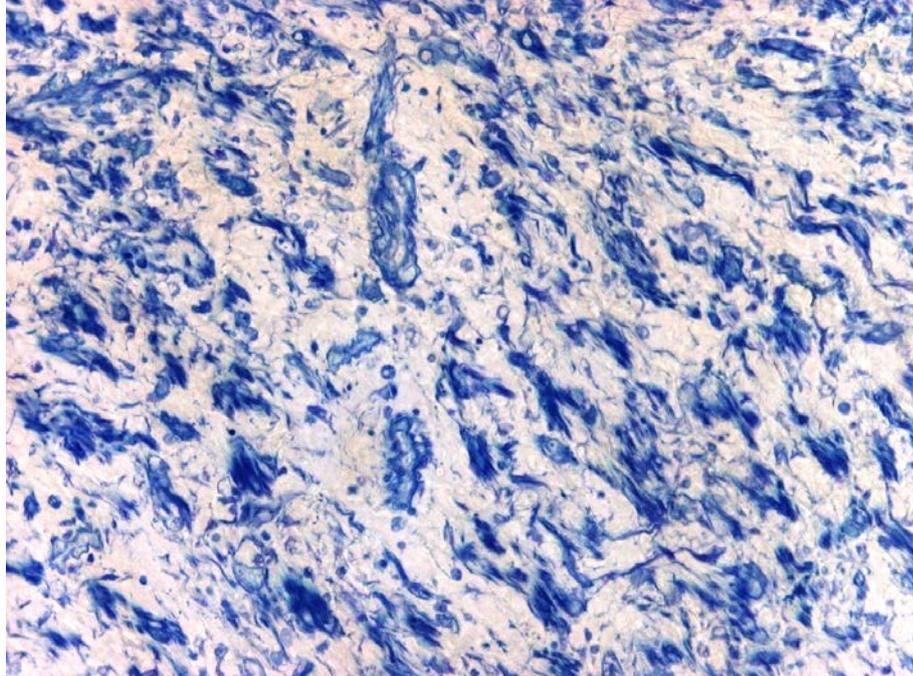


Abbildung 68: Sarkomzellen, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung

TROCKEN-PRÄPARAT: 5271

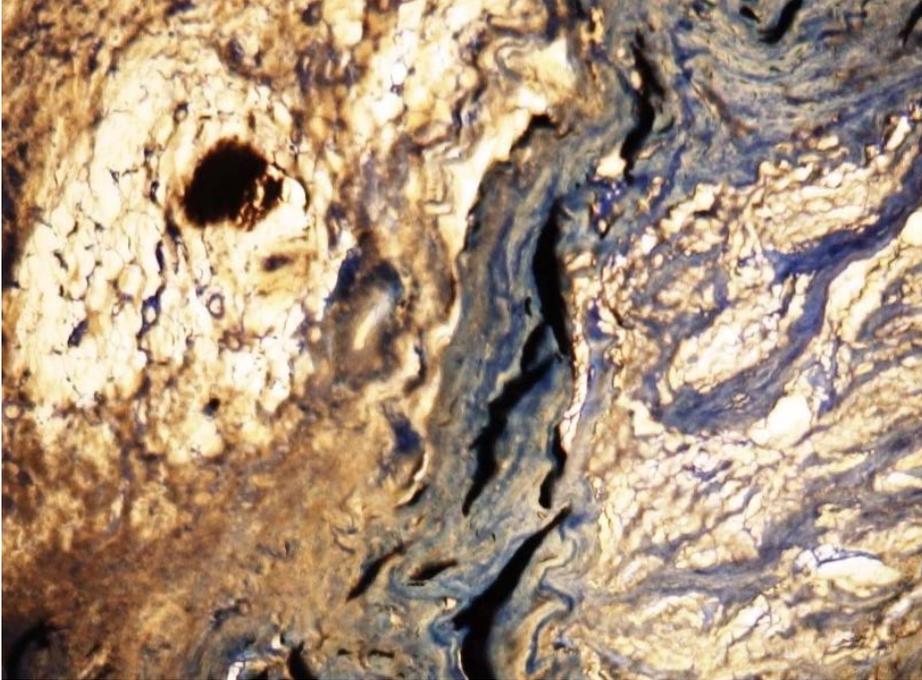


Abbildung 69: Übersichtsbild, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung

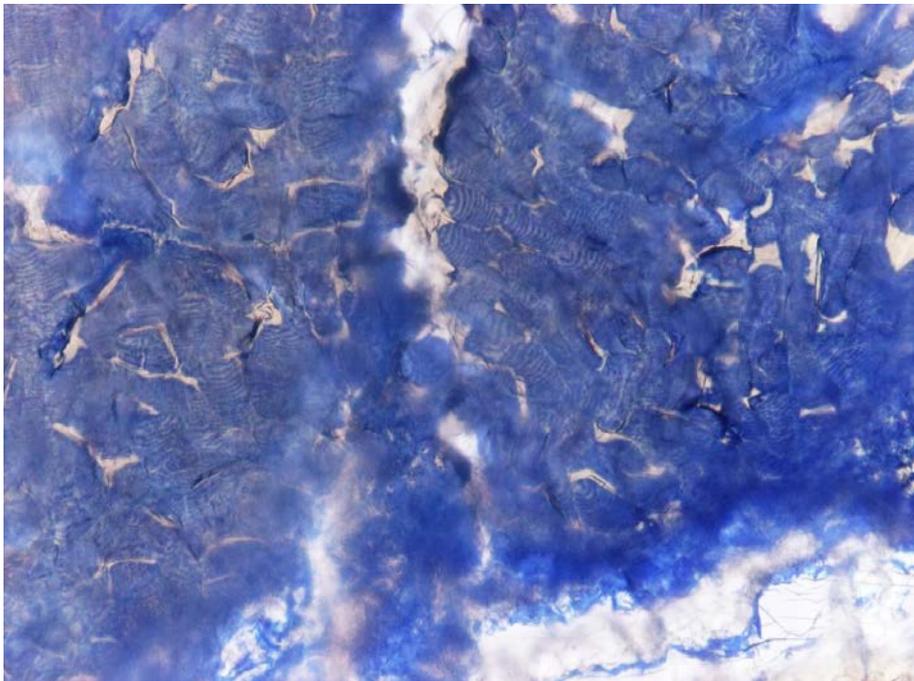


Abbildung 70: Muskelfasern quer angeschnitten, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung
Muskulatur gut angefärbt, allerdings ist der Dünnschliff etwas zu dick, es sind zu viele Schichten vorhanden.

4.3.2 MN.: 12.762 / *Sarcoma plantae pedis*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5256

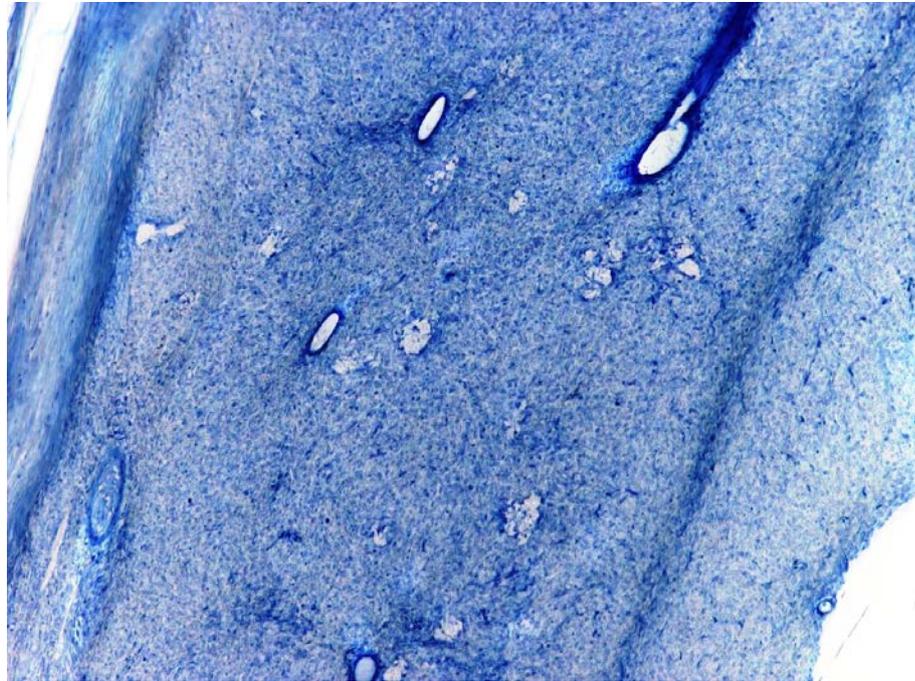


Abbildung 71: Übersichtsaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

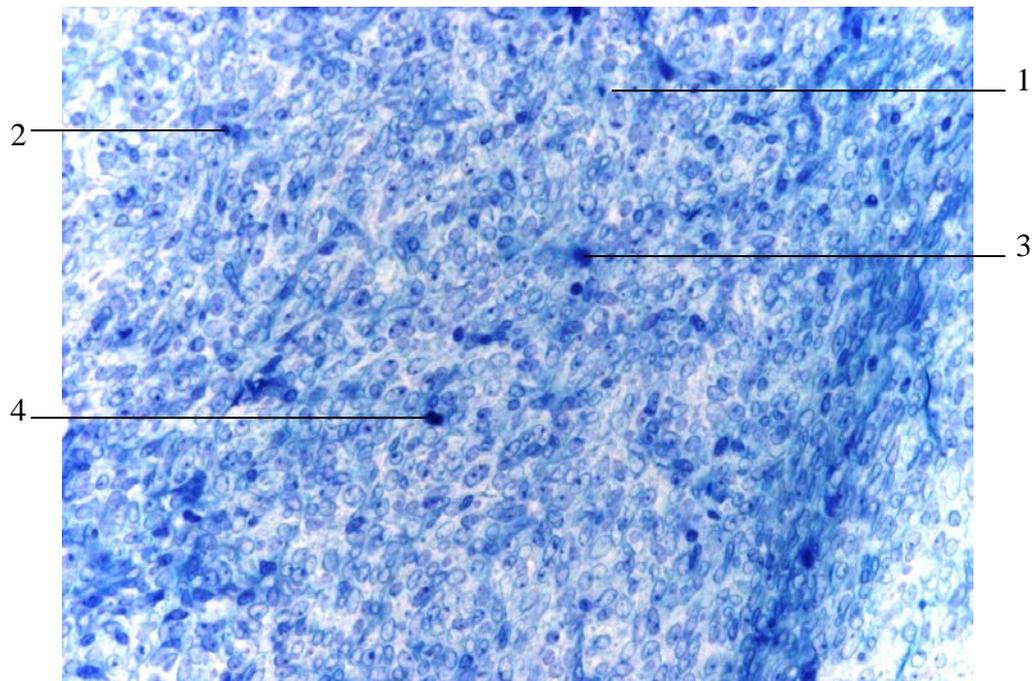


Abbildung 72: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung
1) Exzentrischer Nukleolus, 2) – 4) Beispiele für Mitosen, dunkel gefärbt

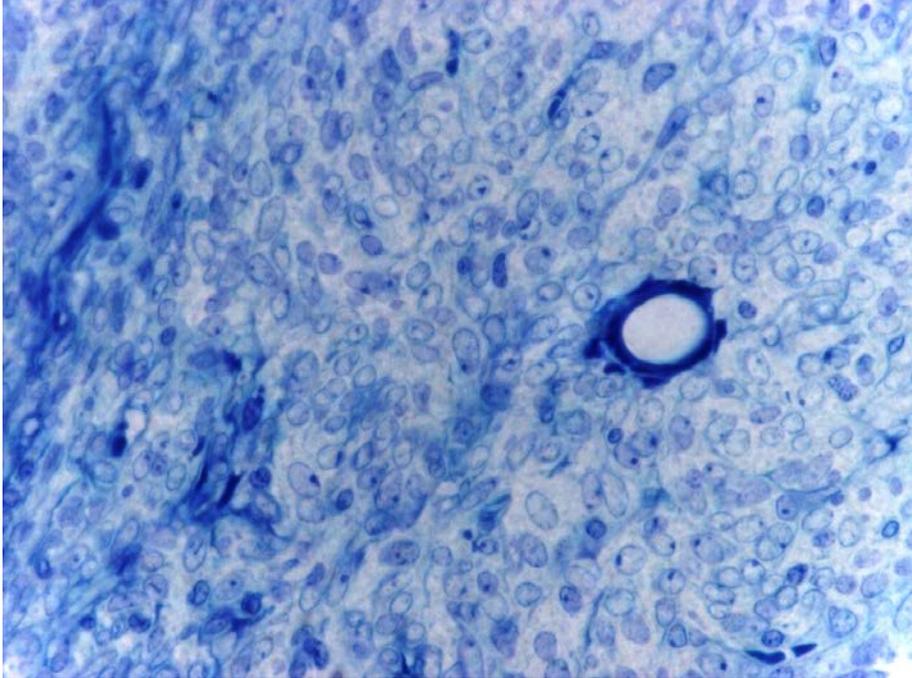
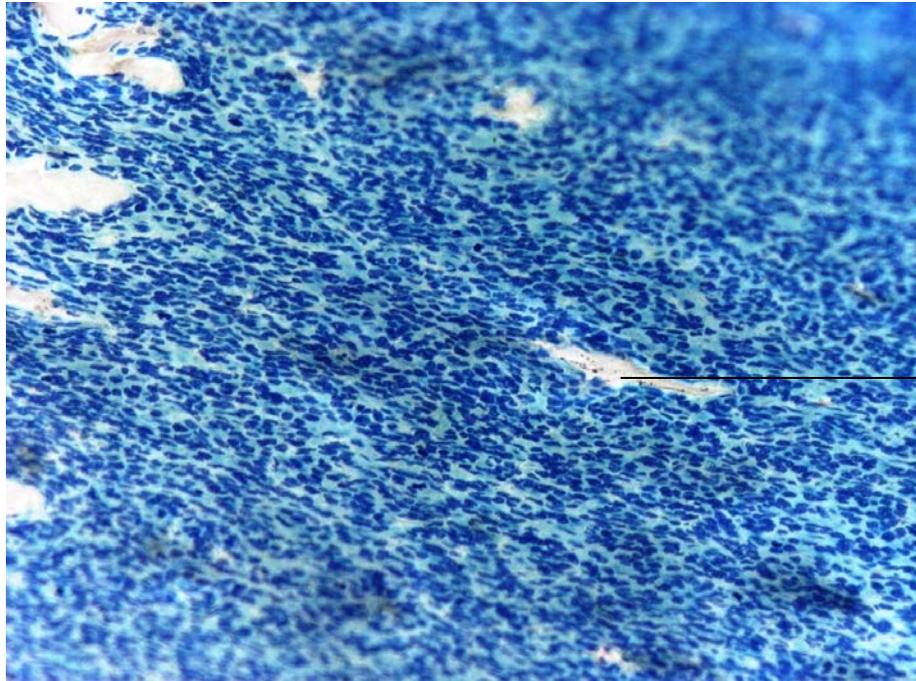


Abbildung 73: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 600-fache Vergrößerung

TROCKEN-PRÄPARAT: 5274



1

Abbildung 74: **Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung**
1) Durch die Trocknung entstandene Risse im Gewebe, aufgefüllt mit Kunstharz.
Zellen sind stark komprimiert, die Diagnose aber immer noch möglich.

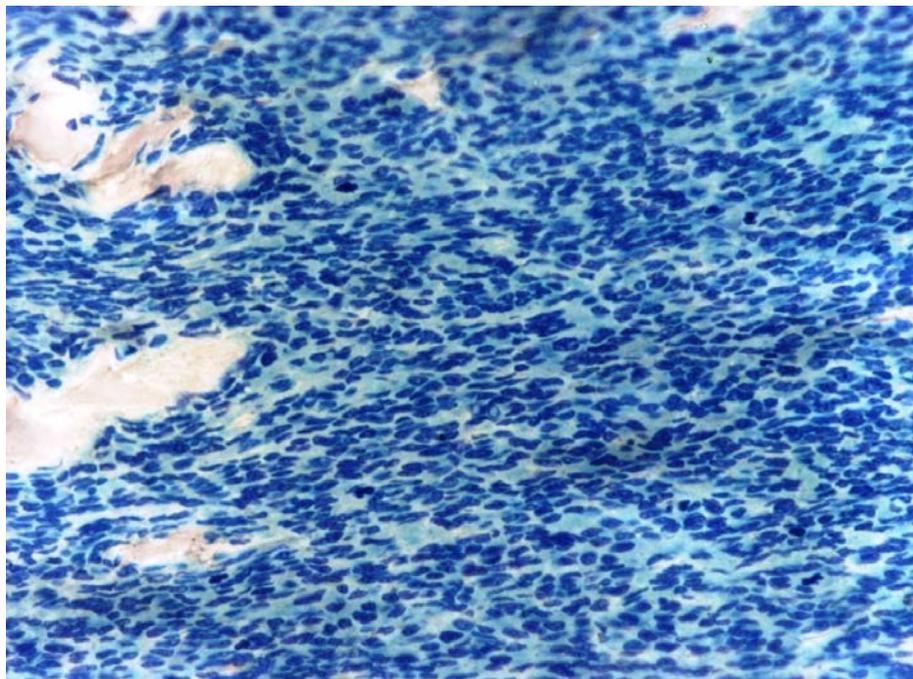


Abbildung 75: **Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 600-fache Vergrößerung**

4.3.3 MN.: 12.852 / *Sarcoma osteoides ossis femoris*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5258

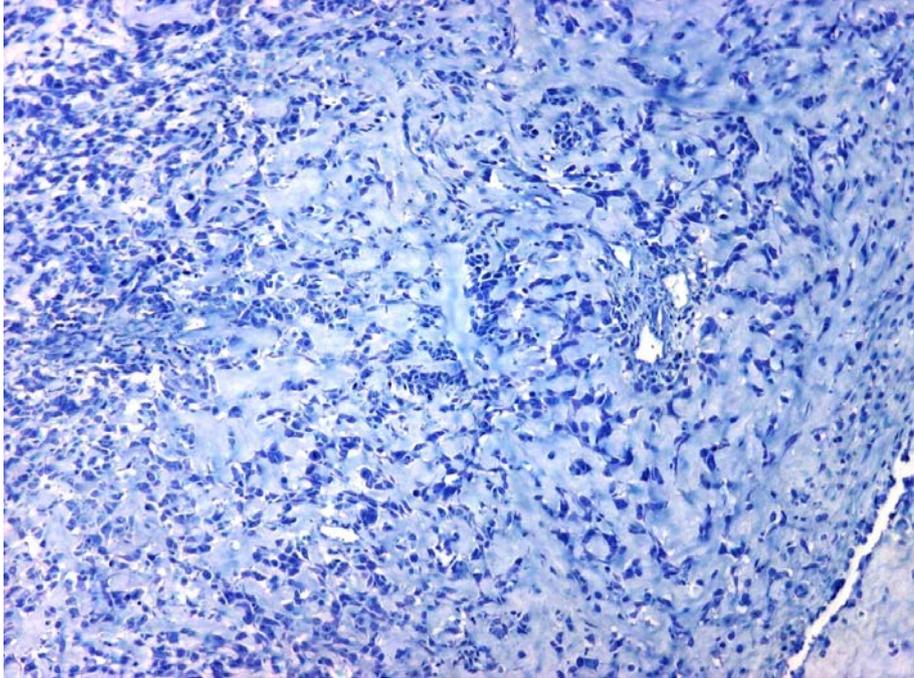


Abbildung 76: Übersichtsaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

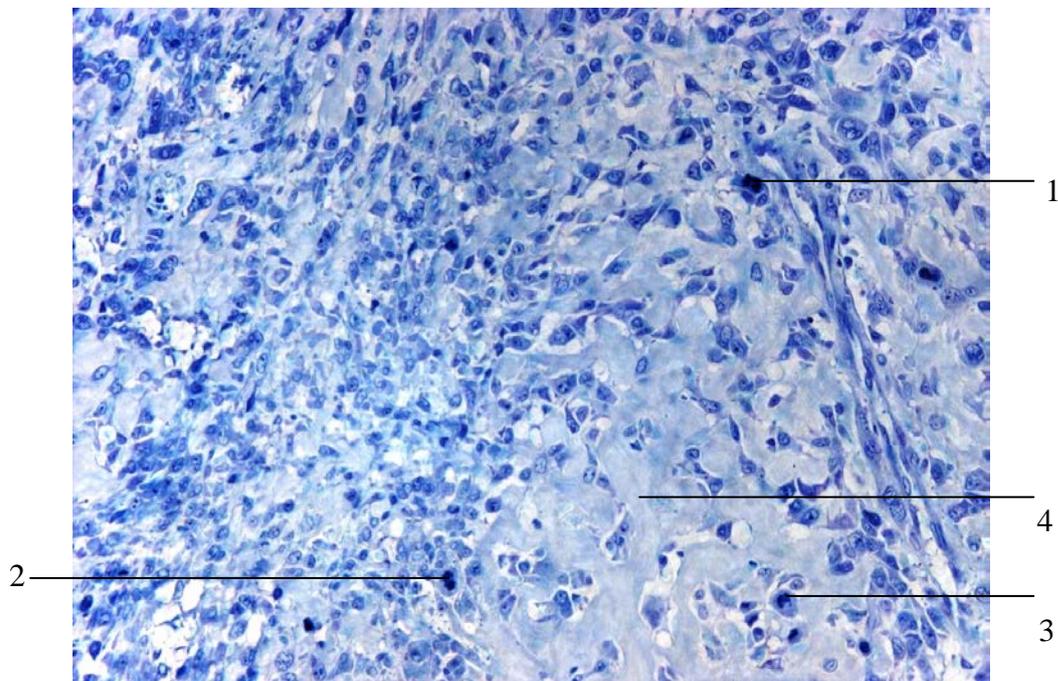


Abbildung 77: Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung

1) – 3) Beispiele für Mitosen, 4) Osteoid

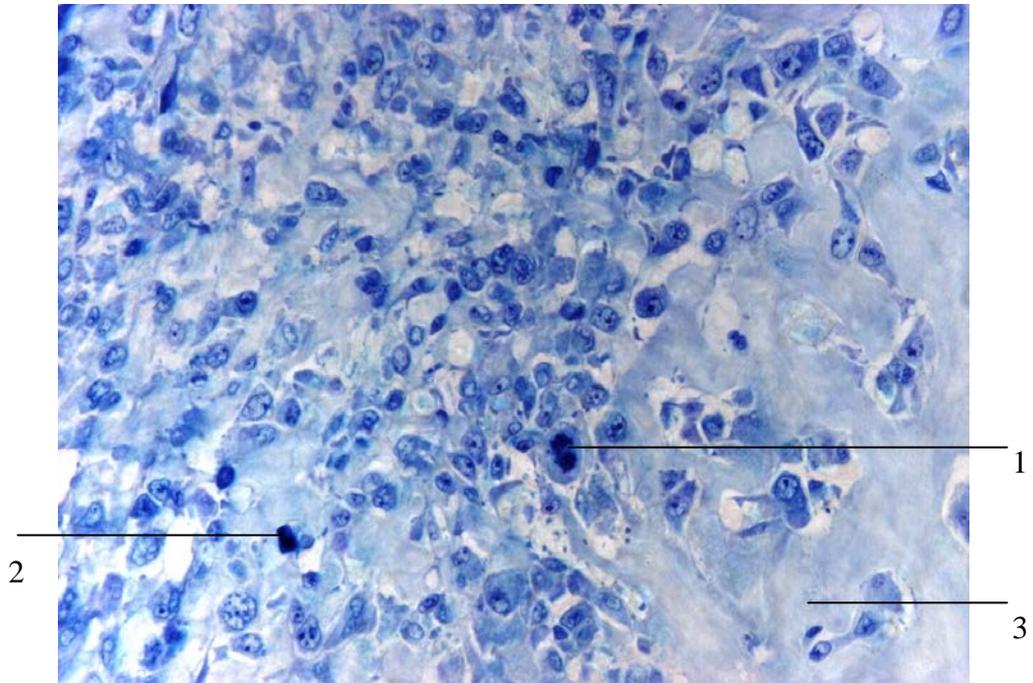


Abbildung 78: **Detailaufnahme Sarkomzellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung**
 1) und 2) Beispiele für Mitosen, 3) Osteoid

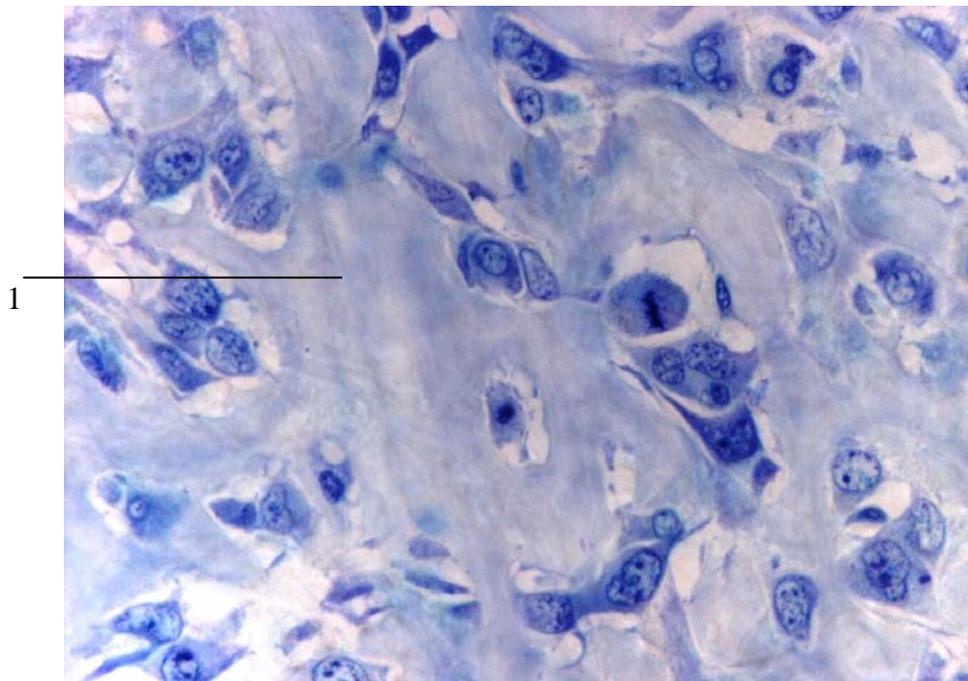


Abbildung 79: **Großaufnahme Mitose, GIEMSA-Färbung und 600-fache Vergrößerung**
 1) Osteoid

TROCKEN-PRÄPARAT: 5284

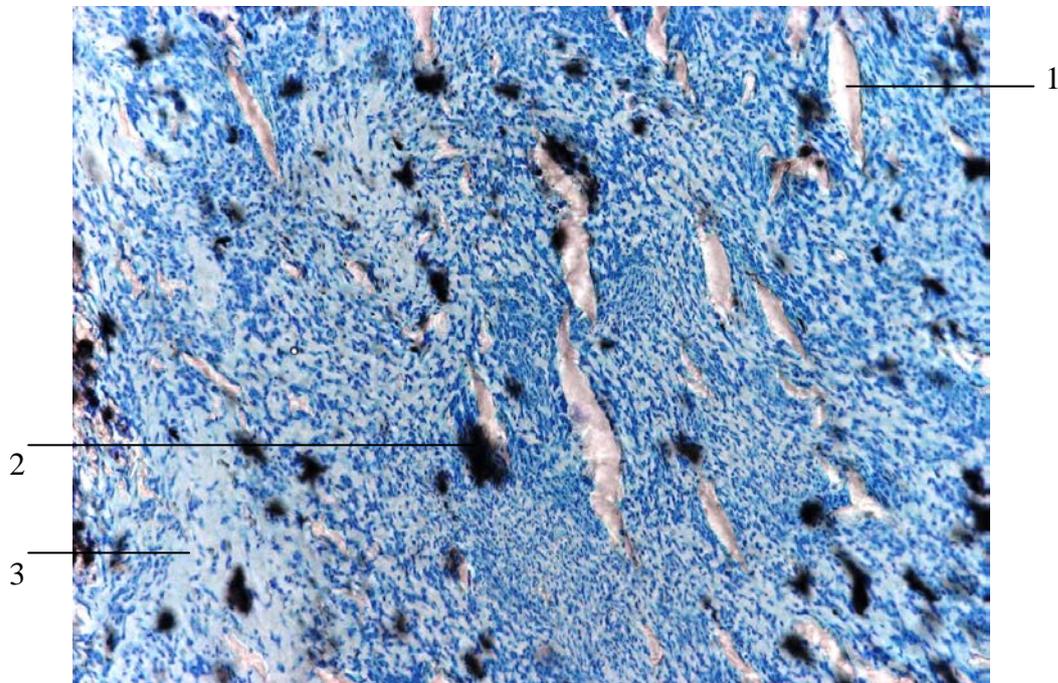


Abbildung 80: **Übersichtsaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung**
1) Risse im Gewebe durch Trocknung, 2) schwarze Artefakte durch Trocknungsverfahren und das Kunstharz verursacht sowie 3) Osteoid.

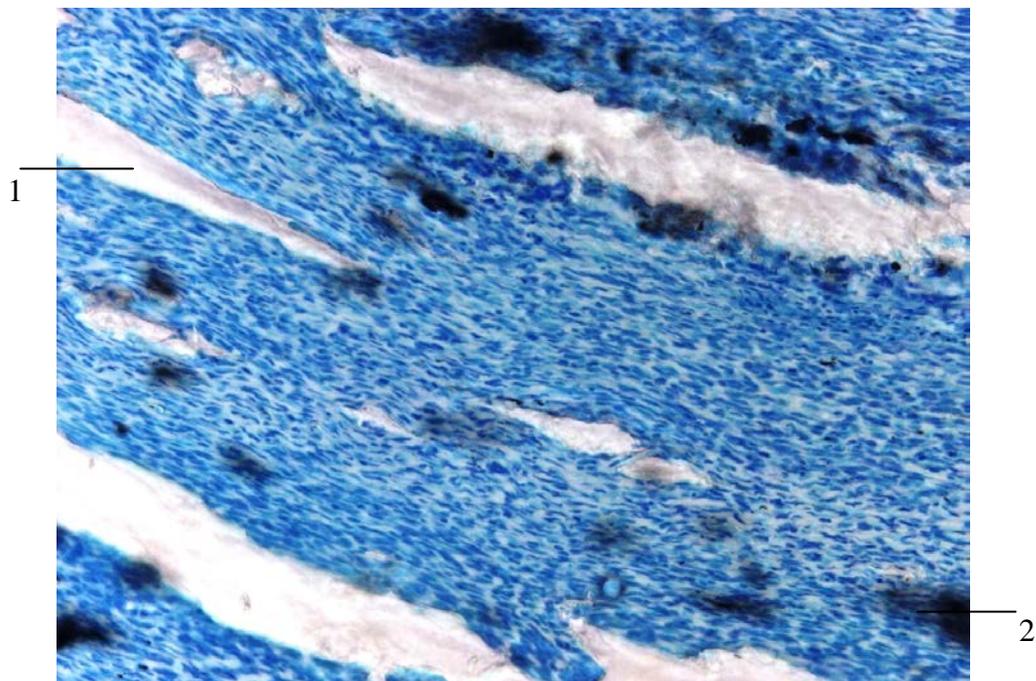


Abbildung 81: **Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
1) Risse im Gewebe und 2) Artefakte. Sarkomzellen sind dicht gepackt.

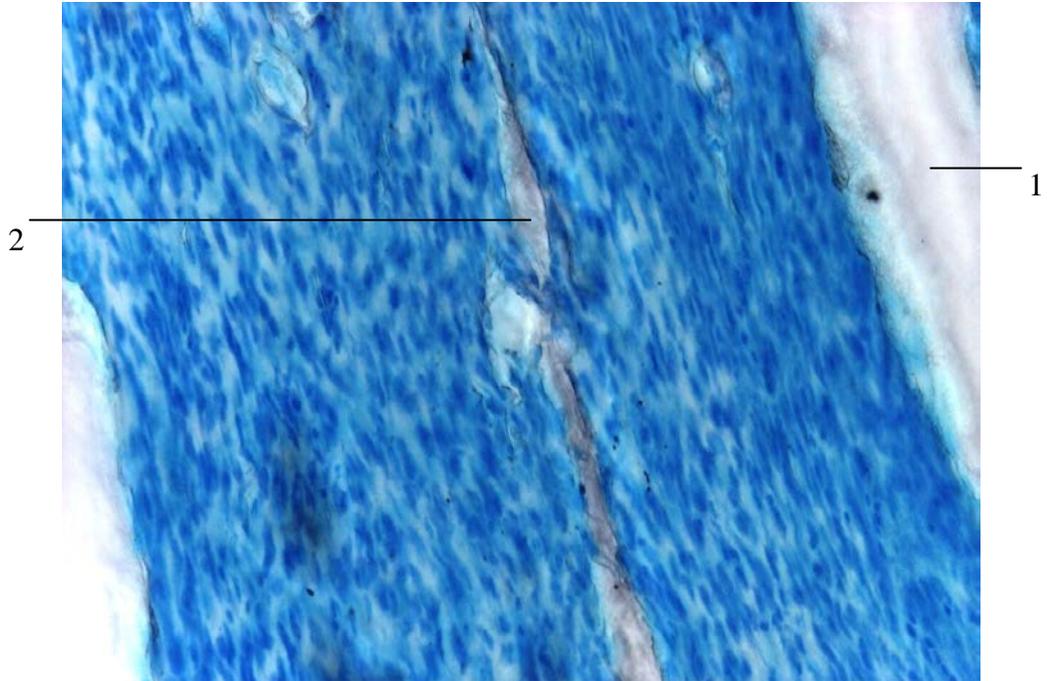


Abbildung 82: **Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung**
1) und 2) verschieden große Risse im Gewebe durch Trocknungsverfahren

4.3.4 MN.: 12.853 / *Sarcoma fasciae brachii*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5259

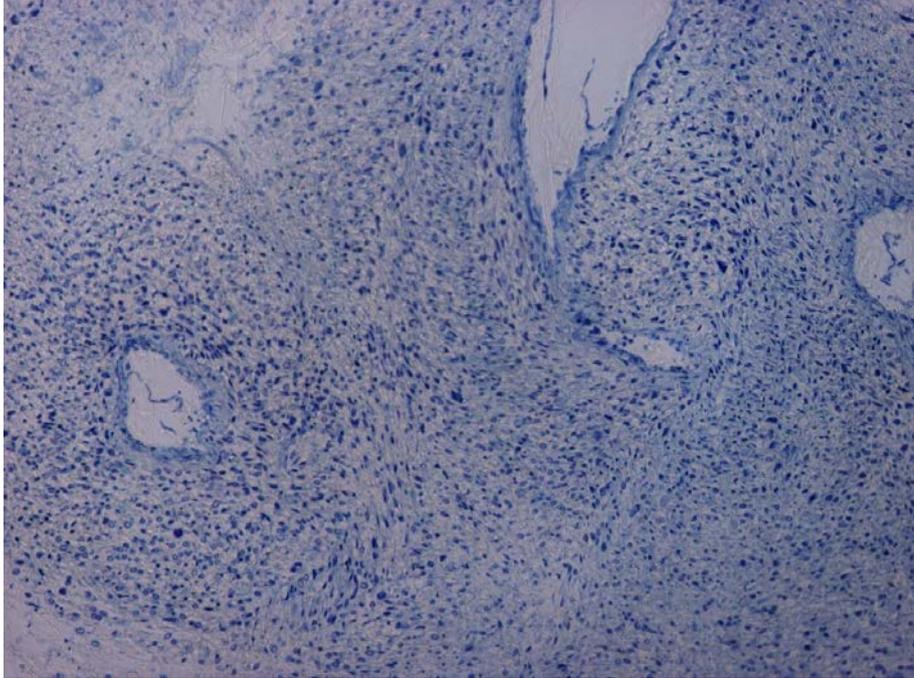


Abbildung 83: Übersichtsbild Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

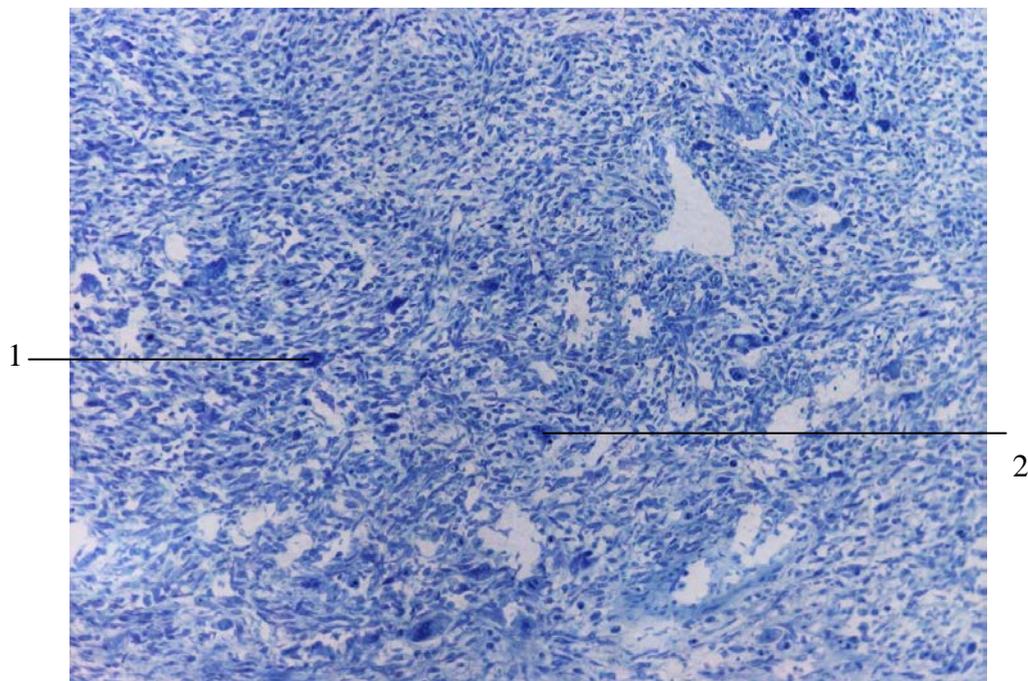


Abbildung 84: Tumorzellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung
1) und 2) mehrkernige Tumorriesenzellen

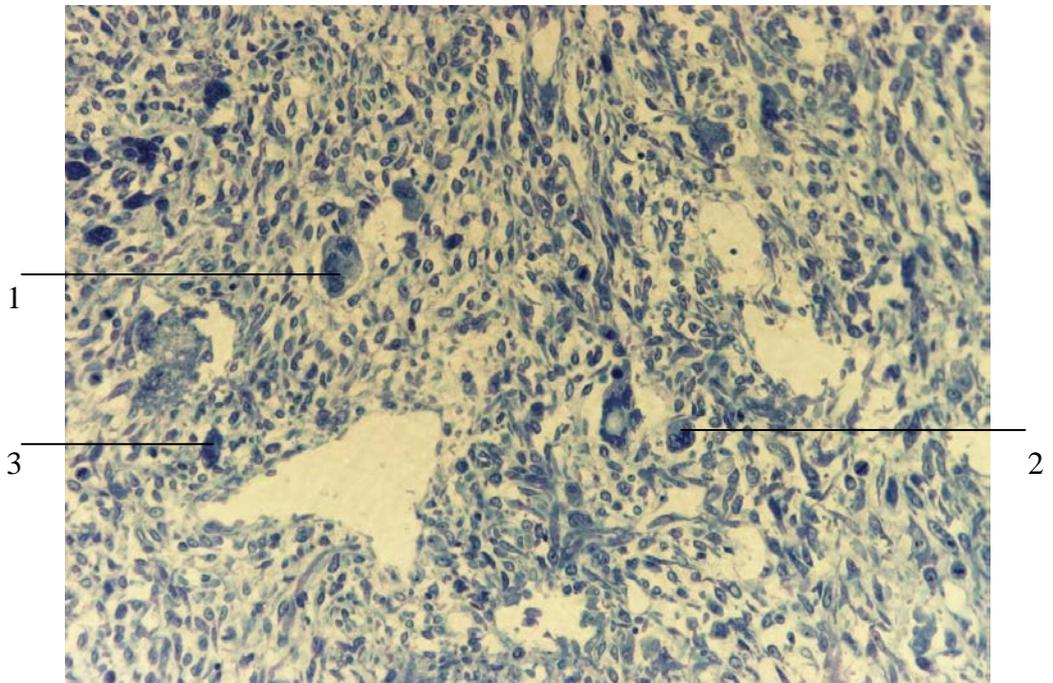


Abbildung 85: **Detailaufnahme Tumor, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
 1) bis 3) mehrkernige Tumorriesenenzellen

TROCKEN-PRÄPARAT: 5285

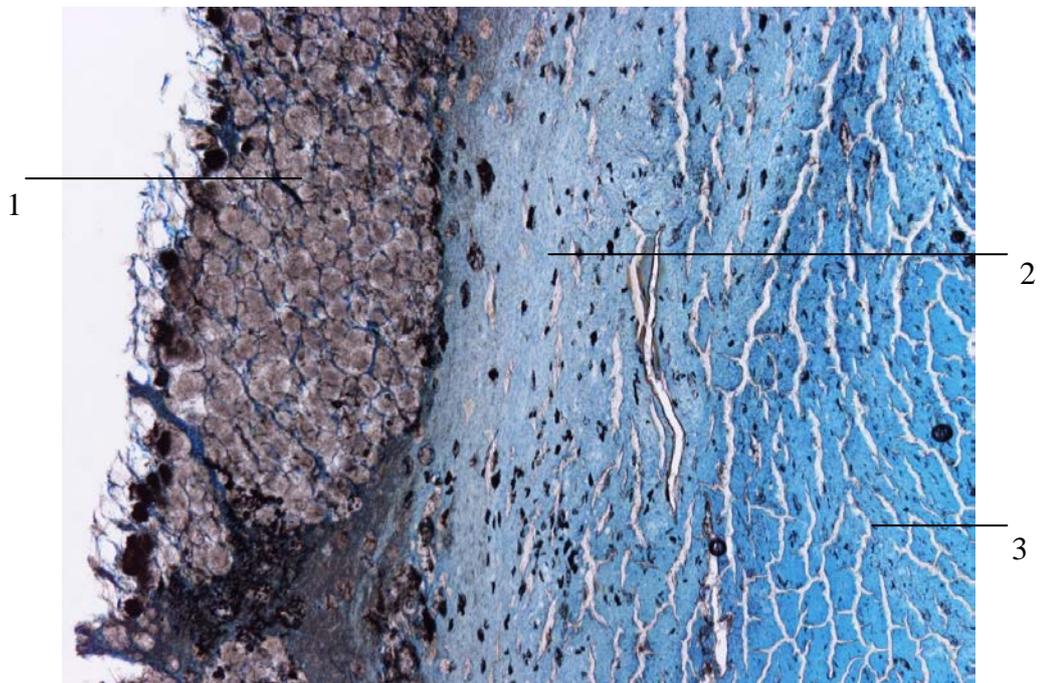


Abbildung 86: **Übersichtsbild, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung**
 1) Fettgewebe, 2) Tumor und 3) Muskelgewebe

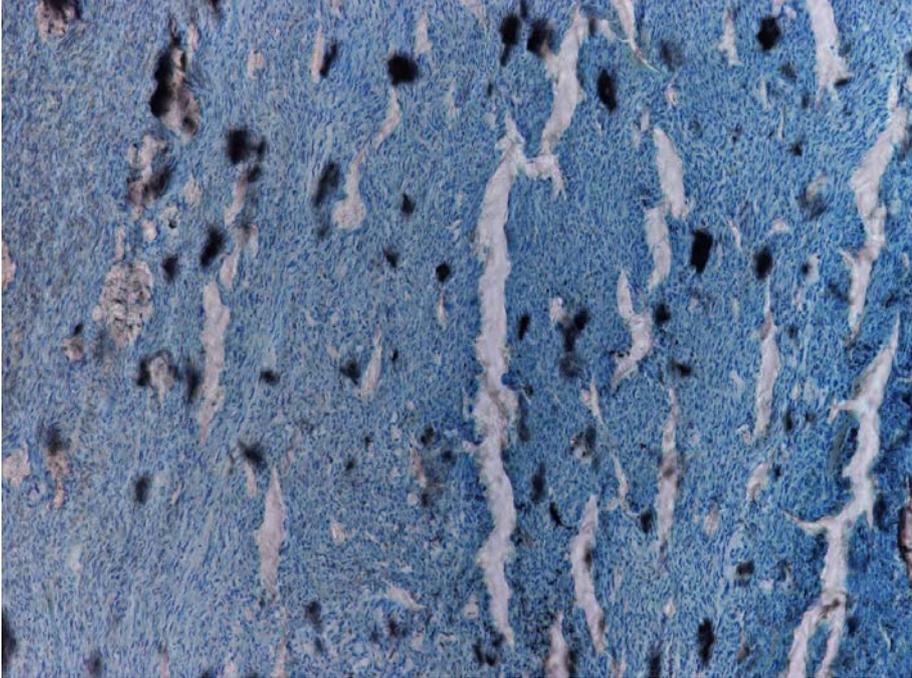


Abbildung 87: Tumorzellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

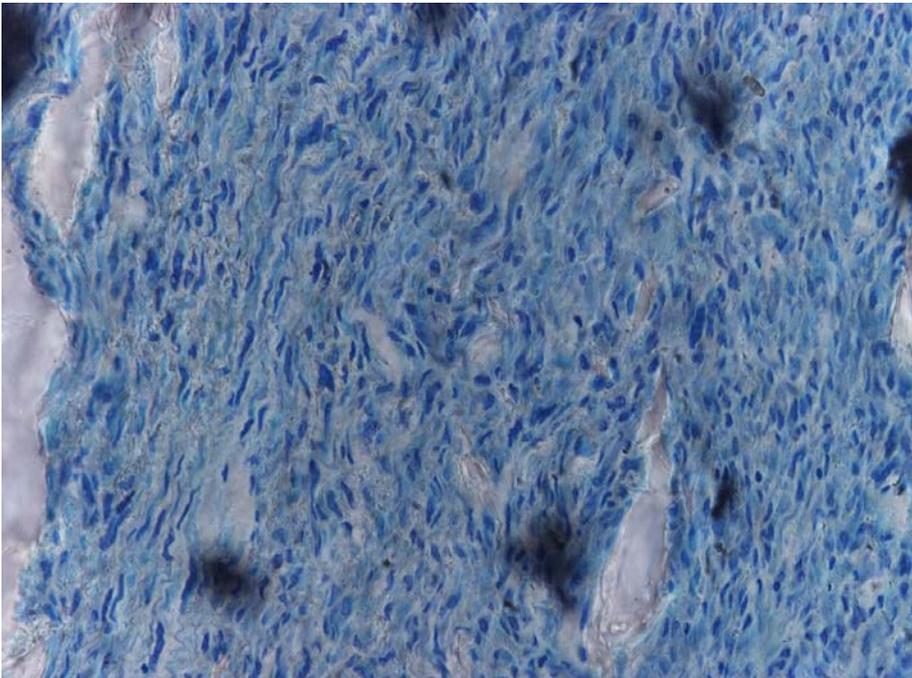


Abbildung 88: Tumorzellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung

4.3.5 MN.: 12.869 / *Articulatio genus dextra Reticulo-Myelosarcoma eosinophilicum*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5260

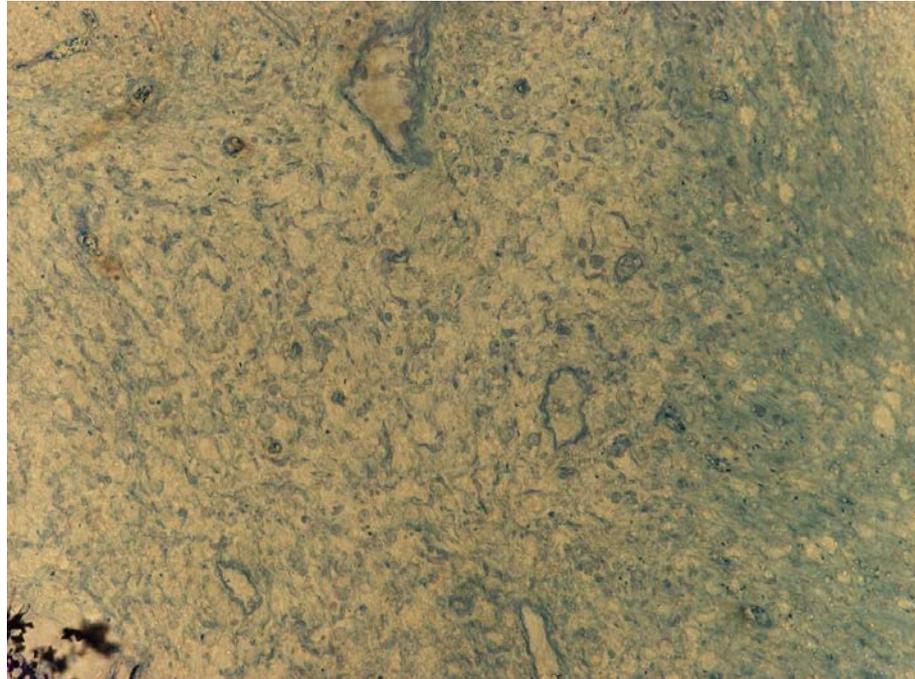


Abbildung 89: Tumorgewebe, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung
Ein sehr helles, schlecht angefärbtes Präparat; Zellen sind von schwammiger, blasiger Beschaffenheit.

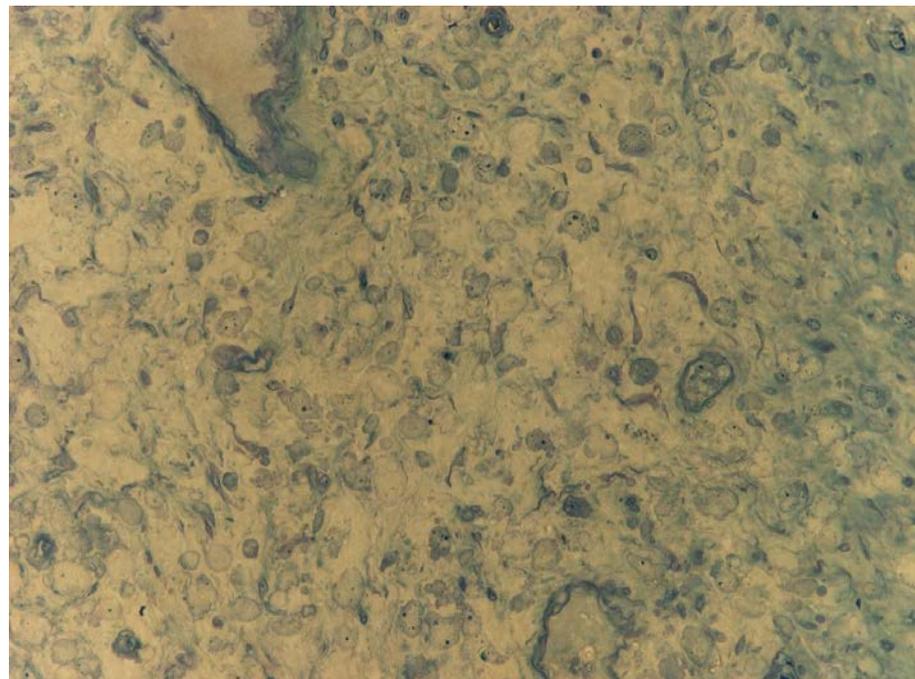


Abbildung 90: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung

TROCKEN-PRÄPARAT: 5275

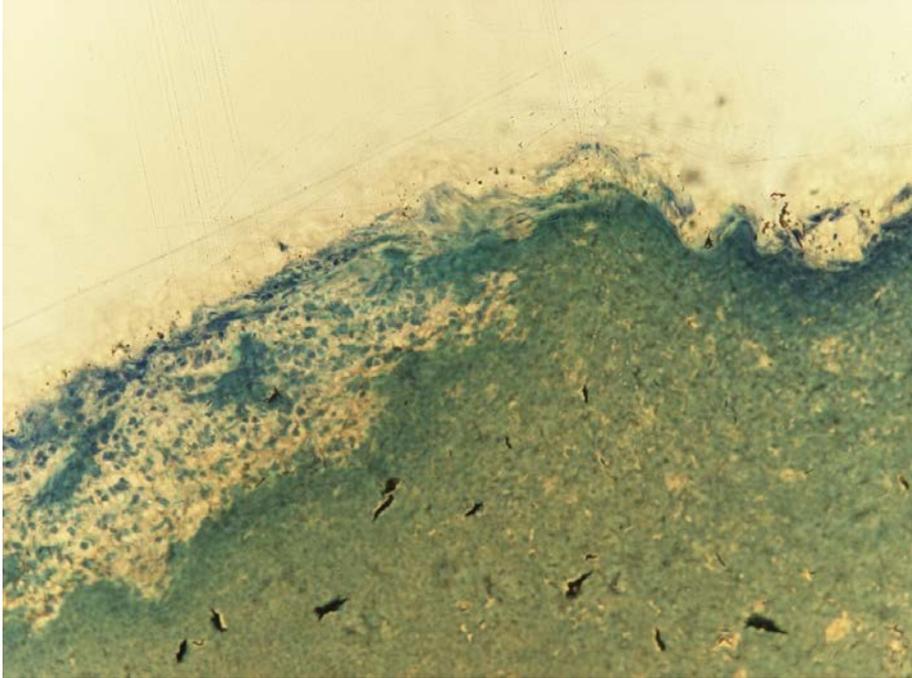


Abbildung 91: **Sarkomzellen, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung**

Auch diese Präparat ließ sich äußerst schlecht anfärben, Gewebe stark verdichtet, Tumor kaum erkennbar.

4.3.6 MN.: 16.981/34 / *Osteosarcoma tibiae sin.*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5264

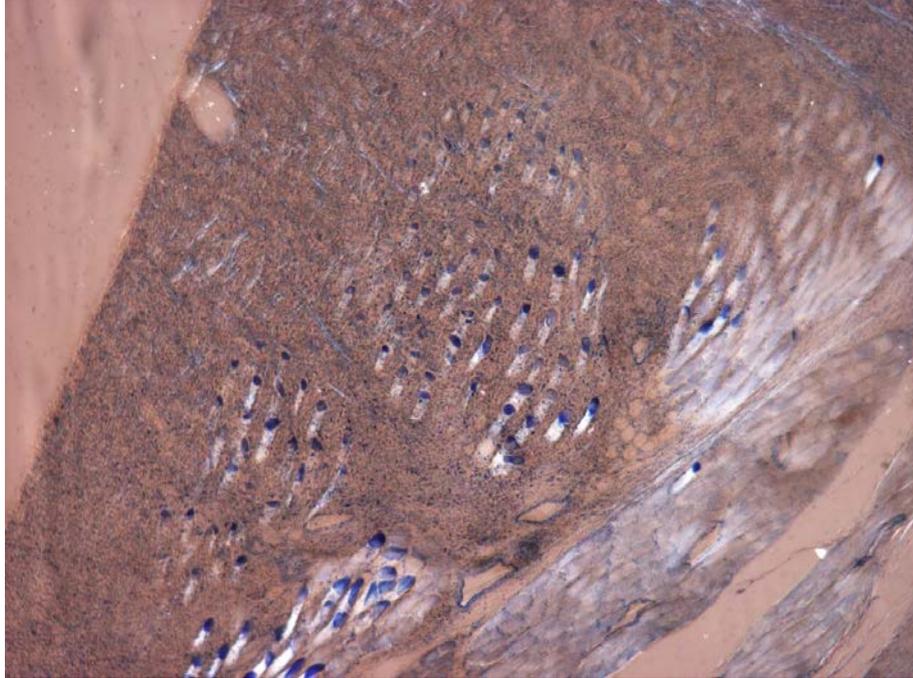


Abbildung 92: **Polarisiertes Muskelgewebe, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung**
Die Polarisationsoptik läßt die vom Sarkom durchwachsenen quer angeschnittenen Muskelfasern mit deren Querstreifung erscheinen.

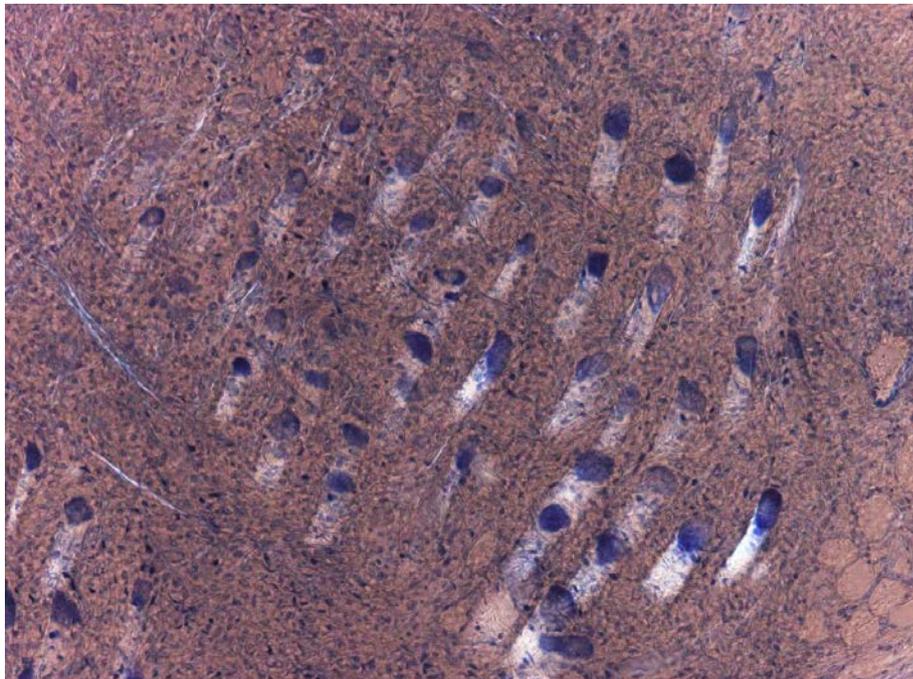


Abbildung 93: **Polarisiertes Muskelgewebe im Detail, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung**

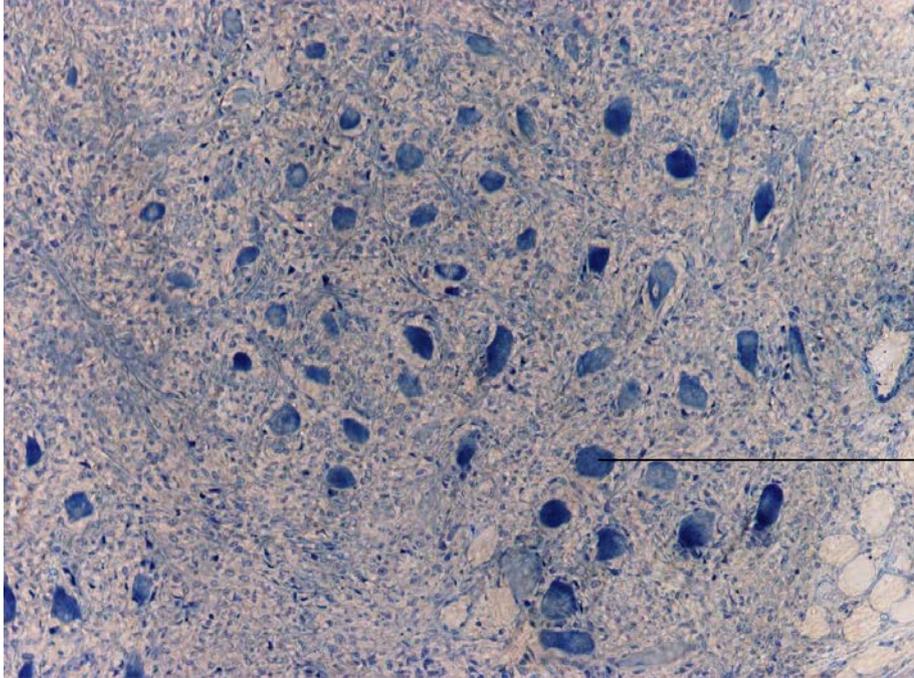


Abbildung 94: **Muskelgewebe im Detail, GIEMSA-Färbung und 100-fach Vergrößerung**
Skelettmuskulatur aufgenommen ohne Polarisierung zum Vergleich. 1) Querangeschnittene Muskelzellen vom Tumor durchwachsen.

TROCKEN-PRÄPARAT: 5277

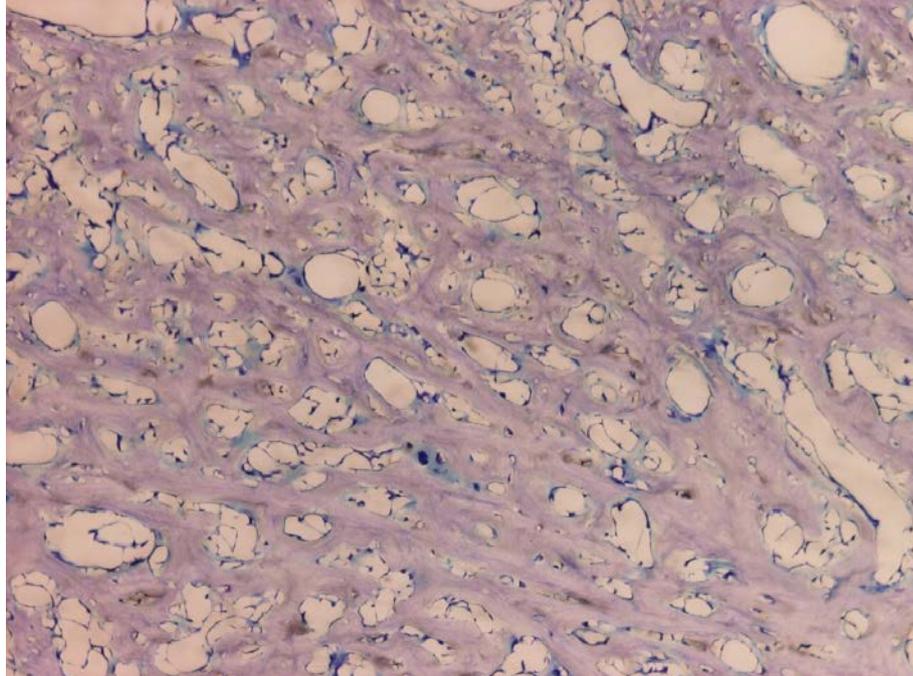


Abbildung 95: **Osteosarkom-Gewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung**
Die blau-violette Färbung kommt durch das Osteoid zustande.

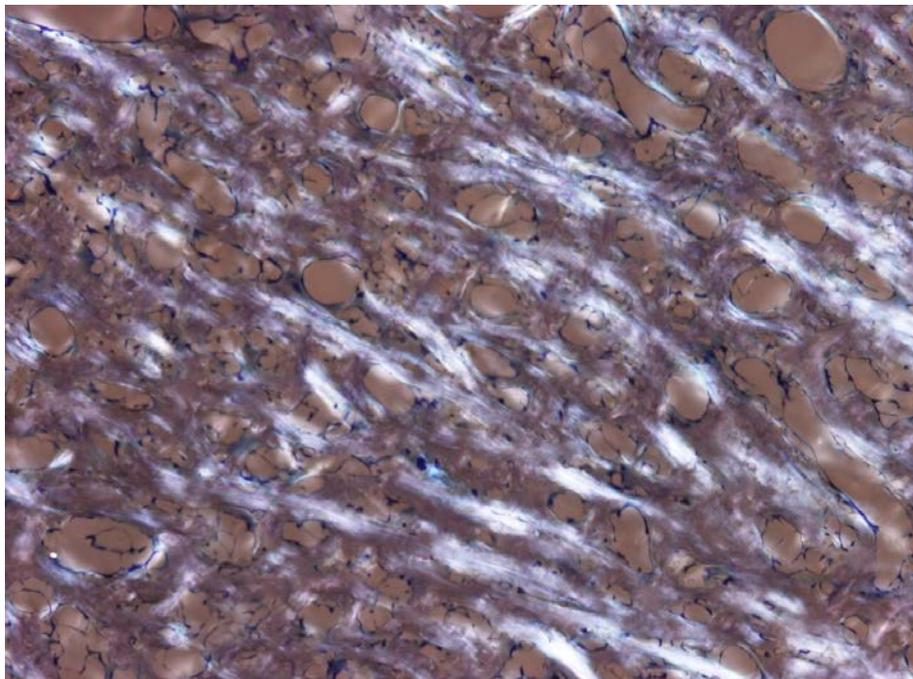


Abbildung 96: **Polarisiertes Knochengewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung**
Zum Vergleich dieselbe Aufnahme mit Polarisationsoptik als Beweis dafür, daß optische Eigenschaften des Kollagens durch die neue Trocknungstechnik nicht beeinträchtigt werden.

4.4 Durch (Mikro-)Organismen verursachte Erkrankungen

4.4.1 MN.: 3.106 / *Gumma humeri in reg. colli anatom. infracti*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5248

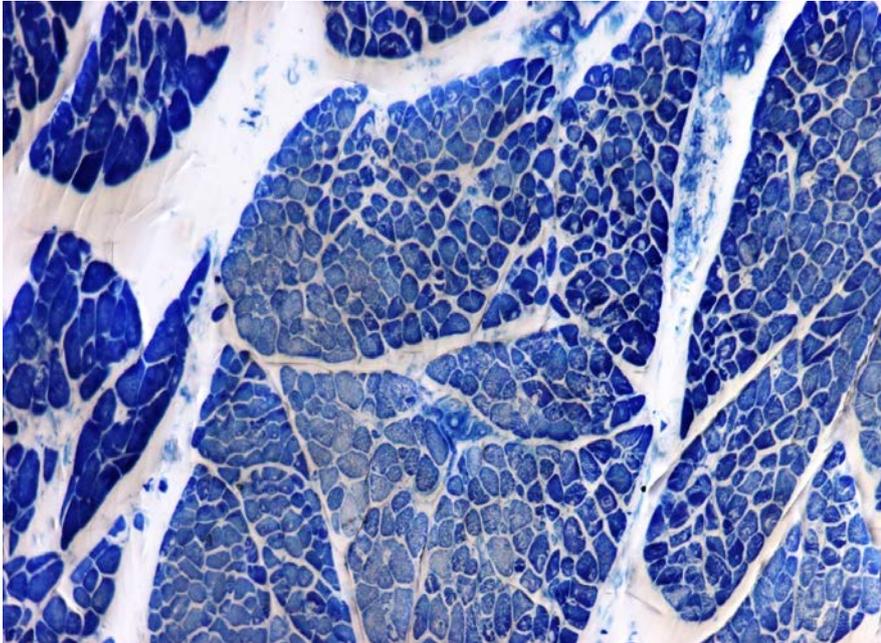


Abbildung 97: Übersichtsbild Skelettmuskelbündel, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

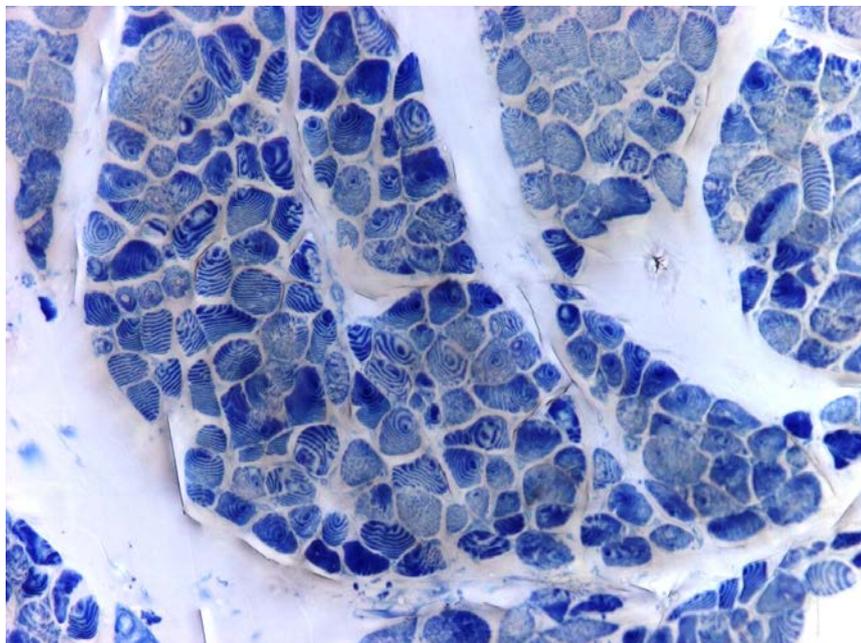


Abbildung 98: Detailaufnahme quer angeschnittener Muskelfasern, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung

Einzelne Fibrillen der quer angeschnittenen Muskelfasern bilden Gruppen und lassen eine Musterung (Cohnheim-Felderung) erkennen.

TROCKEN-PRÄPARAT: 5268

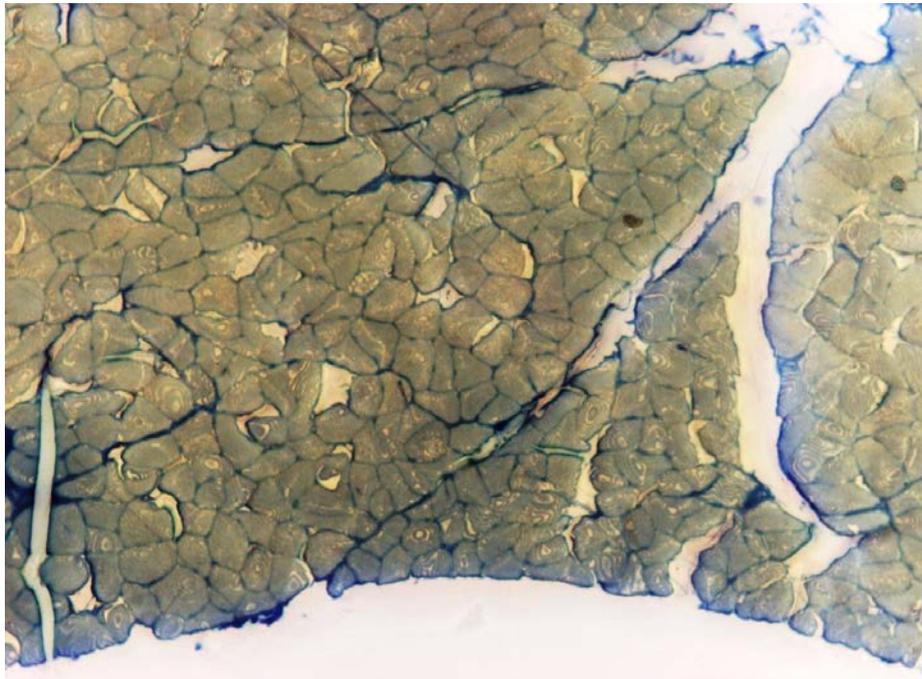


Abbildung 99: **Skelettmuskelfaserbündel im Querschnitt, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
Dichtgedrängte einzelne Muskelfasern werden von unregelmäßigen Rissen im Gewebe unterbrochen, welche in Folge der Trocknung entstanden.

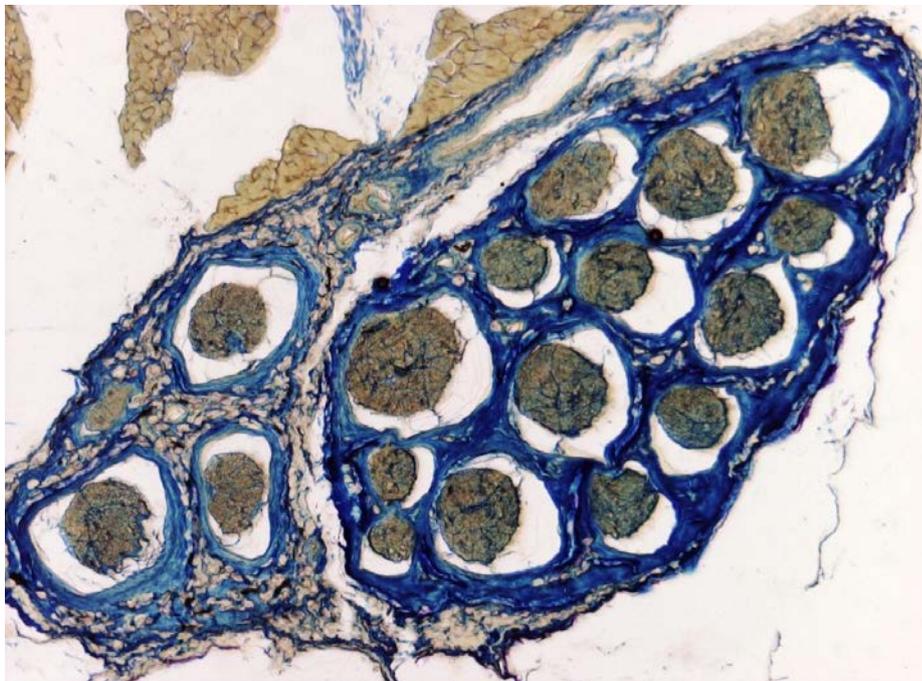


Abbildung 100: **Nervenbündeln in Kollagen eingebettet, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
Das Kollagen, welches die Nervenbündel umgibt ist dunkelblau eingefärbt.

4.4.2 MN.: 4.173 / *Necrosis ossis carpi dextri*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5249

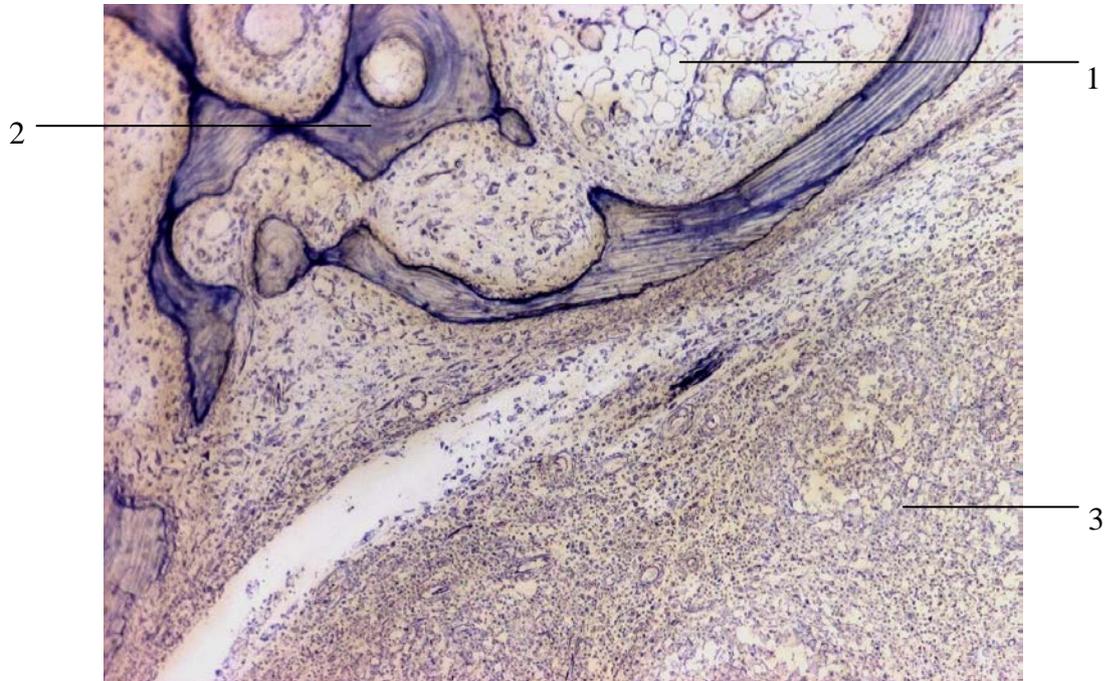


Abbildung 101: **Knochen- und entzündliches Gewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung**
1) Fettzelle, 2) Lamellenknochen und 3) entzündliches Gewebe (Nekrose)

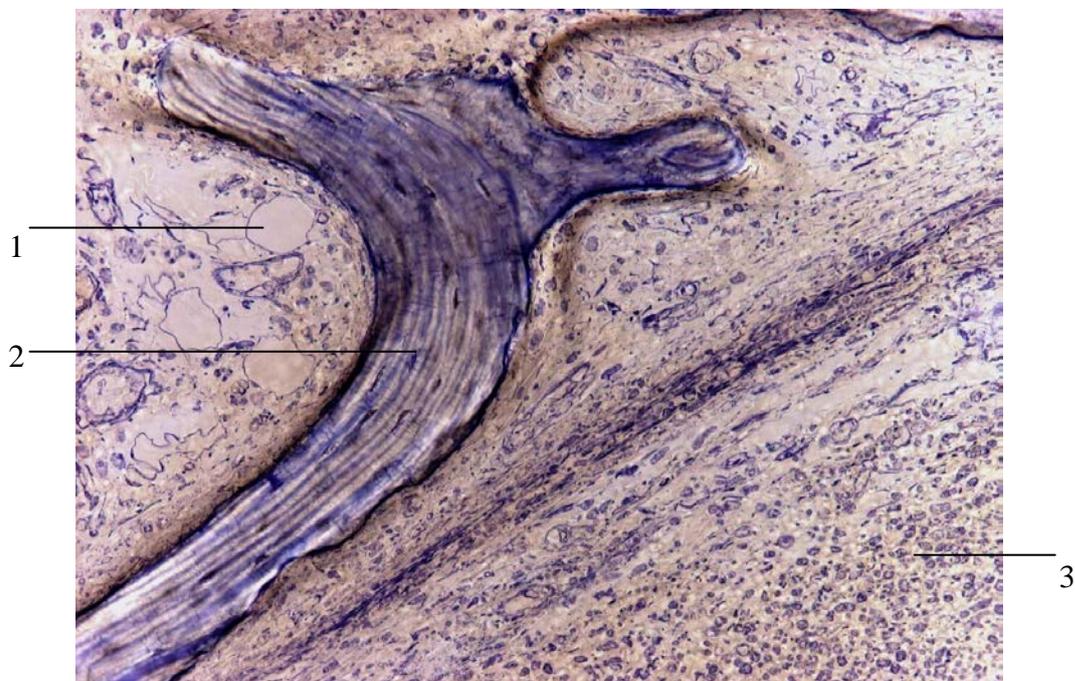


Abbildung 102: **Knochen sowie Nekrose, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
1) Fettzelle, 2) Osteozyt mit Fortsätzen und 3) Entzündungsgewebe

TROCKEN-PRÄPARAT: 5269



Abbildung 103: Kollagen und Blutgefäße, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung
1) Kollagen dunkelblau gefärbt und 2) Blutgefäß

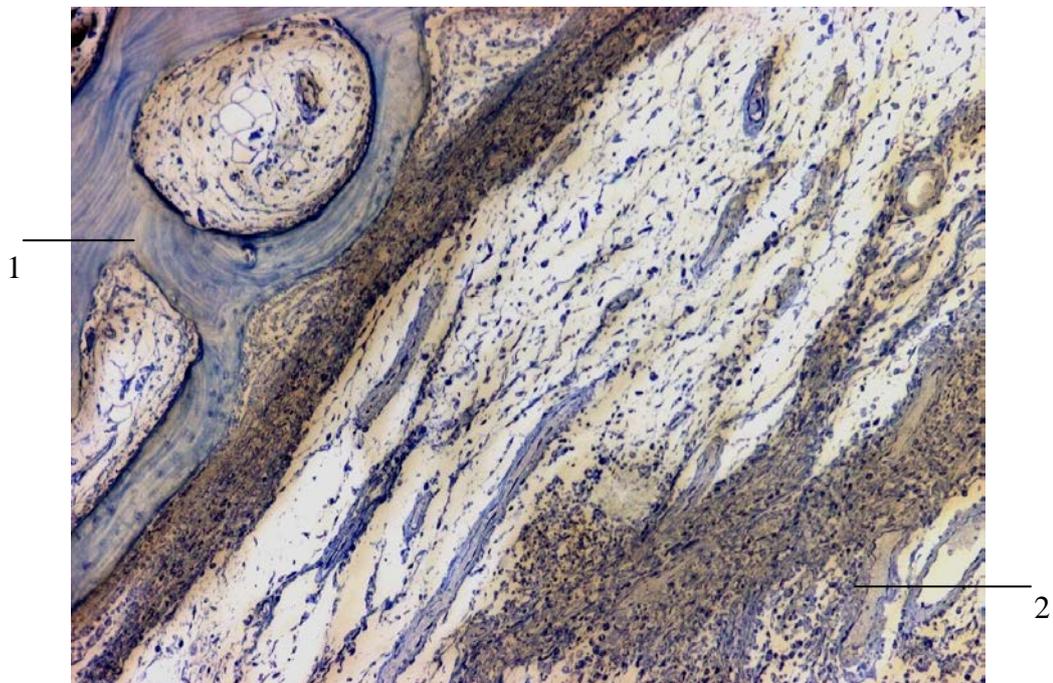


Abbildung 104: Spongioser Knochen und Nekrose, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung
1) Lamellenknochen mit Knochenmark und Fettzellen, 2) entzündliches Gewebe (Nekrose)

4.4.3 MN.: 6.023 / *Echinococcus hydatidosus pelveos et musculorum*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5253

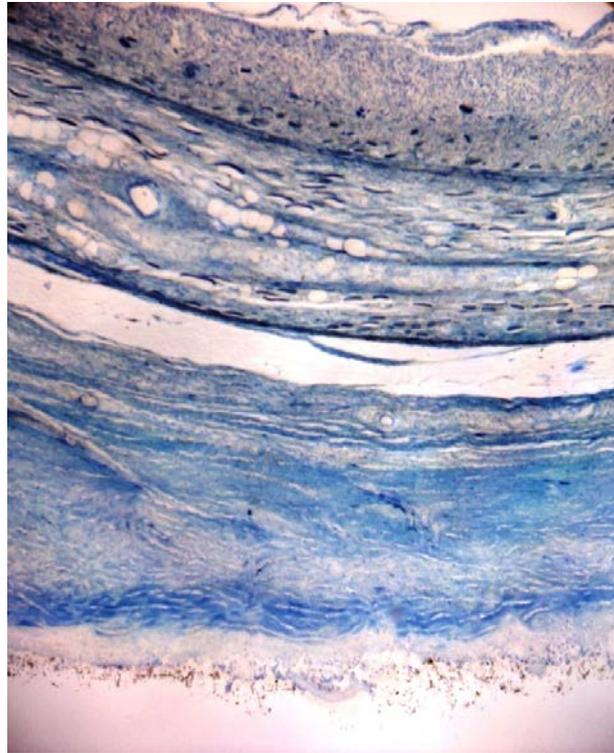


Abbildung 105: Schichtaufbau der Membran, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung

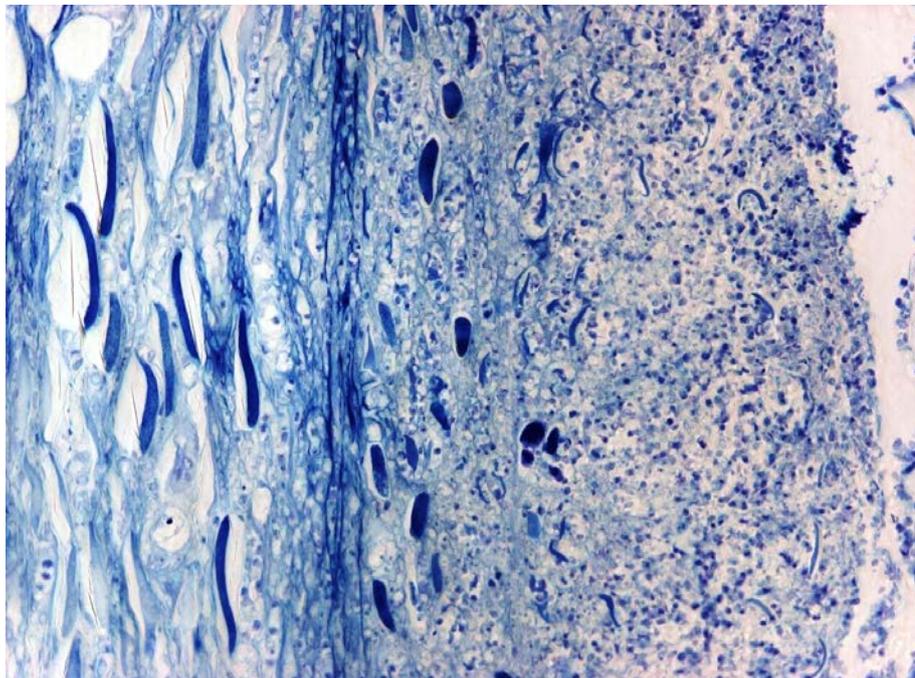


Abbildung 106: Blasenwand, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung

Die typischen Häkchen des Echinococcus sind nicht zu finden.

TROCKEN-PRÄPARAT: **5272**

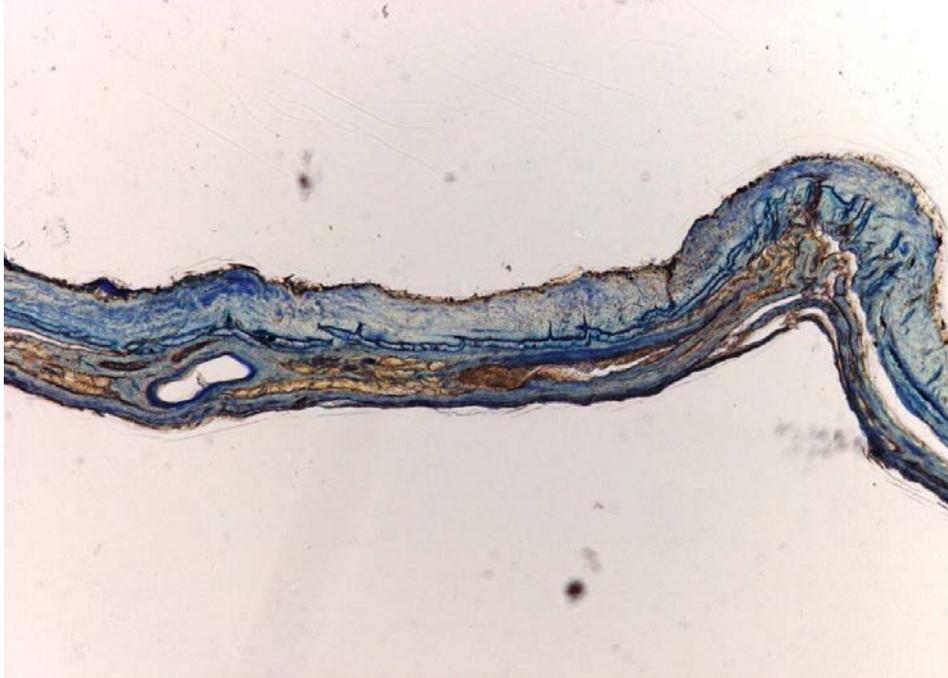


Abbildung 107: Schichtaufbau der Membran, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung

4.4.4 MN.: 12.843 / *Fungus genus* (Gelenkstuberkulose / alte Bezeichnung)

FEUCHT-PRÄPARAT: 5257

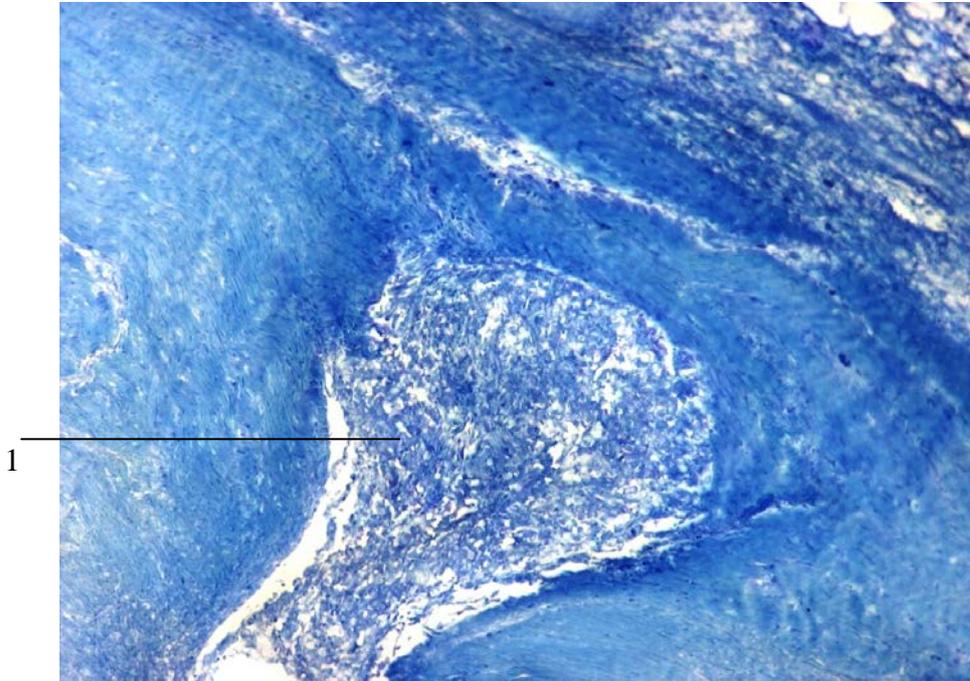


Abbildung 108: „Granulomgewebiszapfen“, GIEMSA-Färbung, 100-fache Vergrößerung
1) Gewebiszapfen zerstört das Knochengewebe.

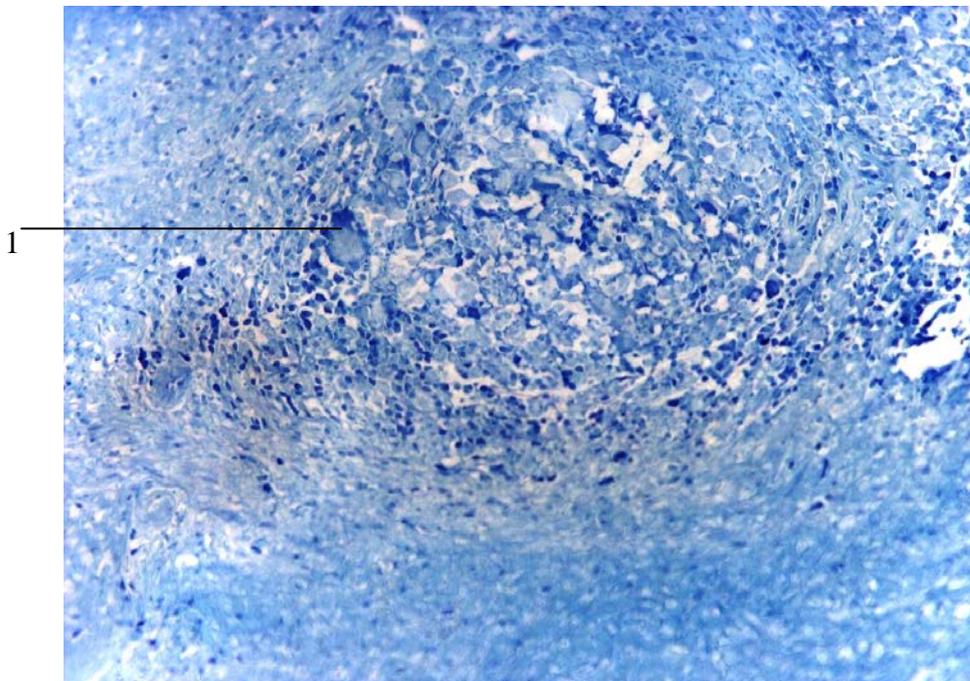


Abbildung 109: Granulom, GIEMSA-Färbung, 200-fache Vergrößerung
1) Langerhans'sche Riesenzelle

TROCKEN-PRÄPARAT: 5283

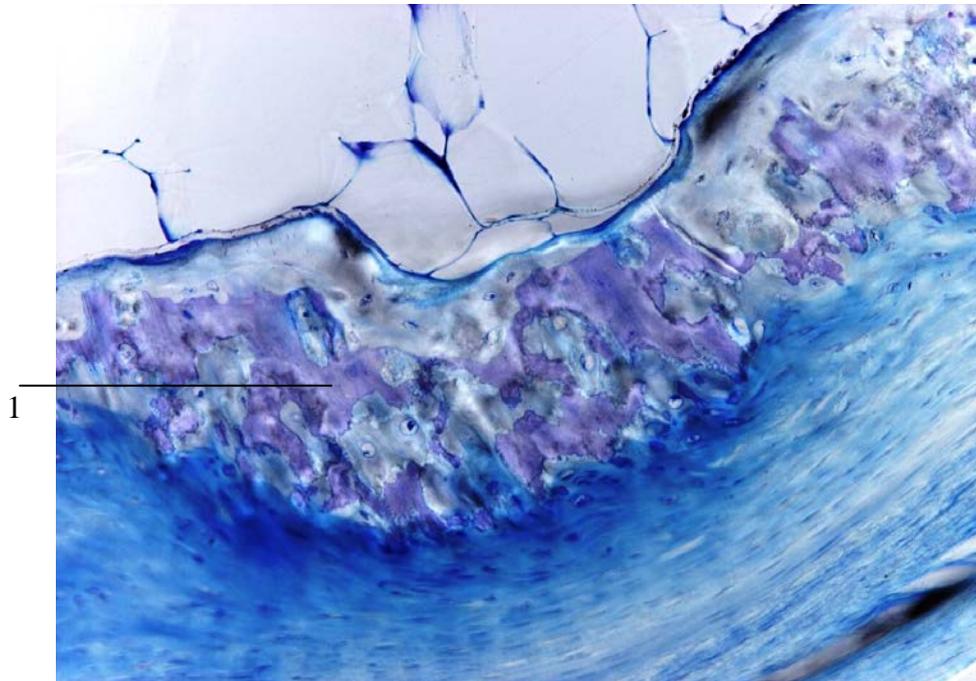


Abbildung 110: Verknöcherungszone, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung
1) Metachromasie des verwendeten Farbstoffes in der Verknöcherungszone

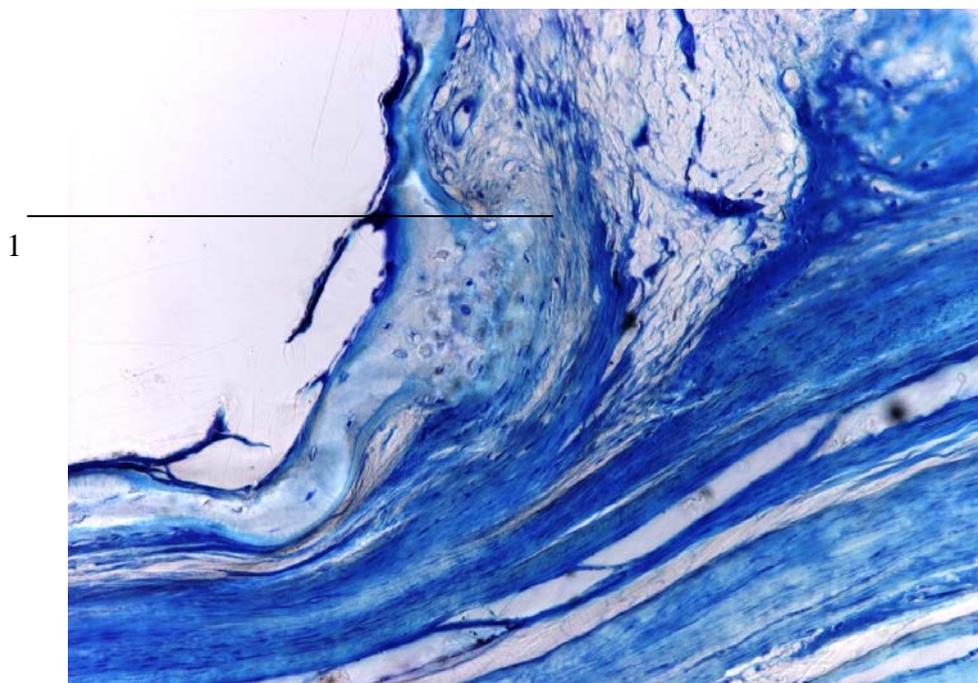


Abbildung 111: Verkalkung des Bindegewebes, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung
1) Verkalkungen

4.4.5 MN.: 15.678 / Fuß bei Lepra. / G

FEUCHT-PRÄPARAT: 5262

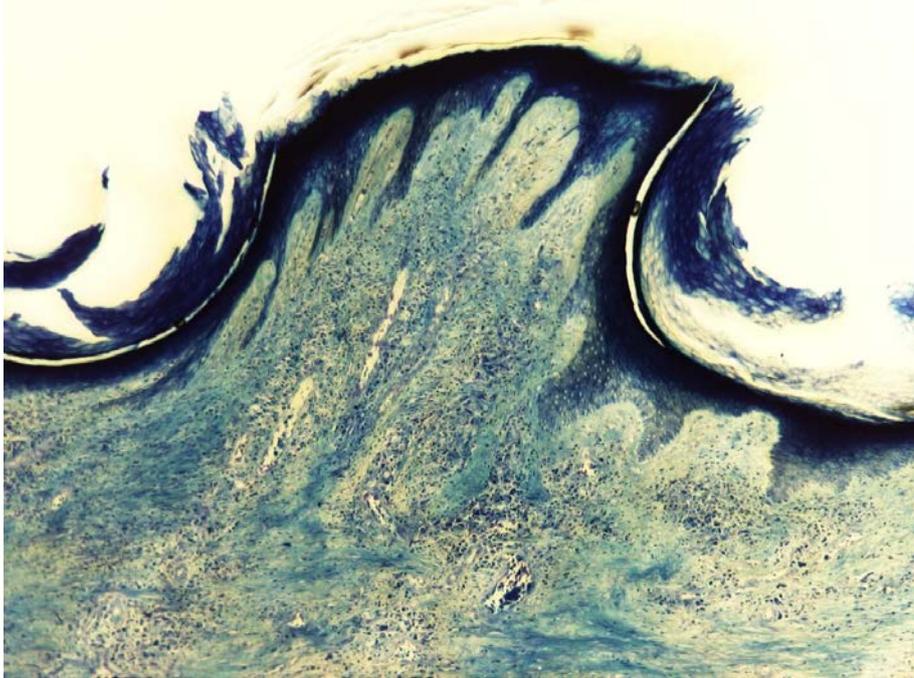


Abbildung 112: Übersichtaufnahme Cutis, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung



Abbildung 113: Detailaufnahme Subcutis, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung
Man erkennt entzündliche Veränderungen in der Subcutis.

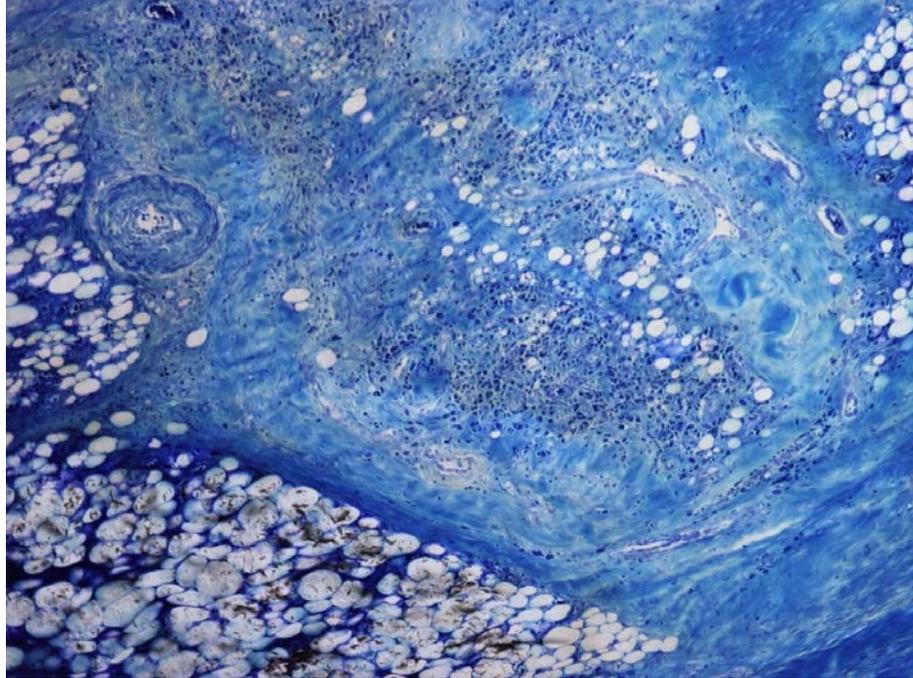


Abbildung 114: „Leprom“, **GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
Reste eines Nervs mit entzündlicher Ummantelung.

TROCKEN-PRÄPARAT: 5287

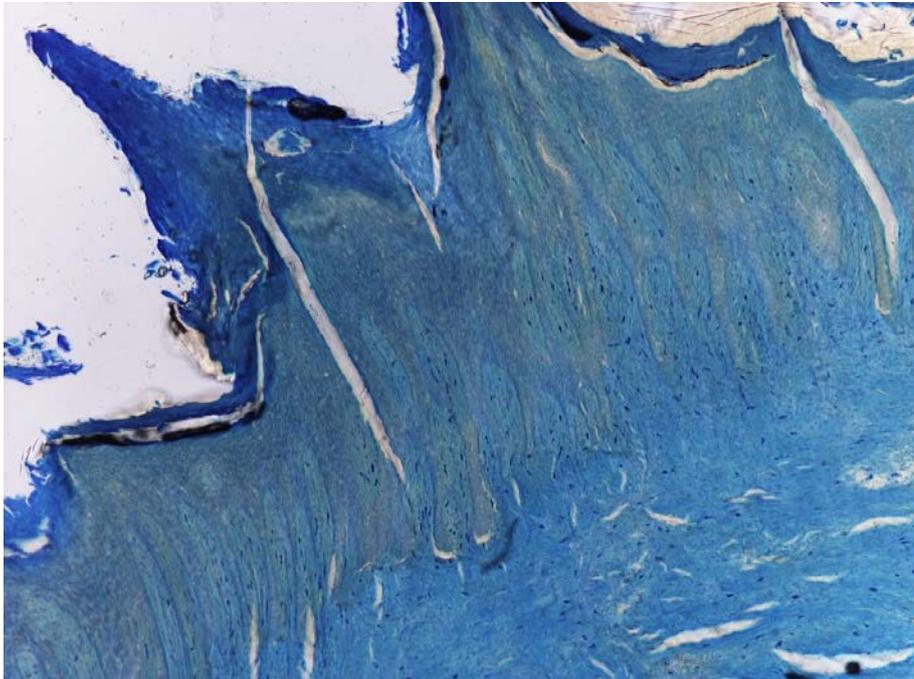


Abbildung 115: Übersichtsaufnahme Cutis, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

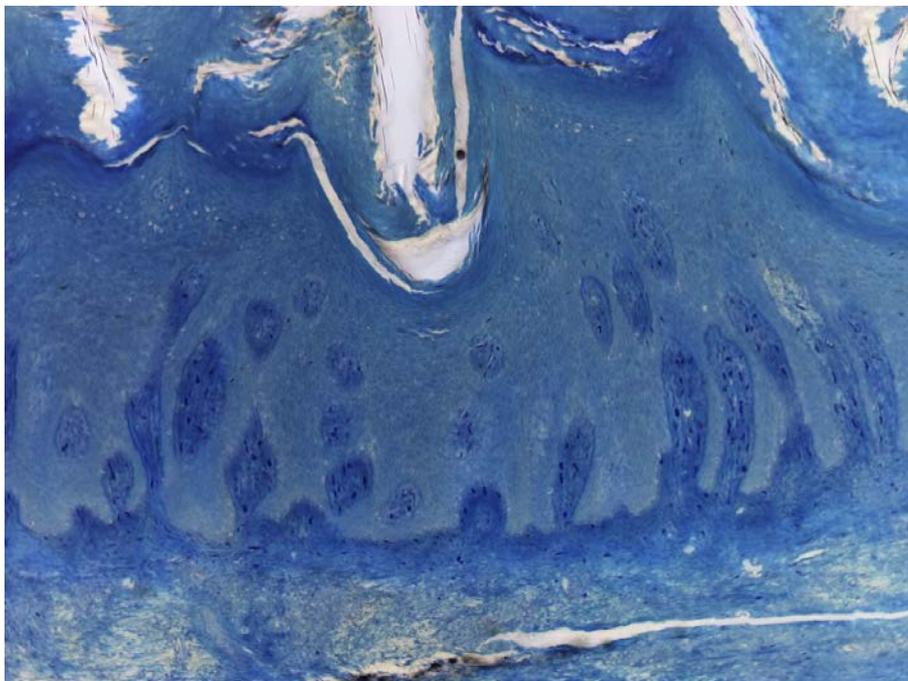


Abbildung 116: Übersichtsaufnahme Cutis, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung
Zellen lassen sich aufgrund schlechter Anfärbung nicht gut unterscheiden.

4.4.6 MN.: 16.770 / Gelatinepräparat – *Actinomyces radii*. / Anat.

FEUCHT-PRÄPARAT: 5263



Abbildung 117: Übersichtsbild mit Abszeß, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung

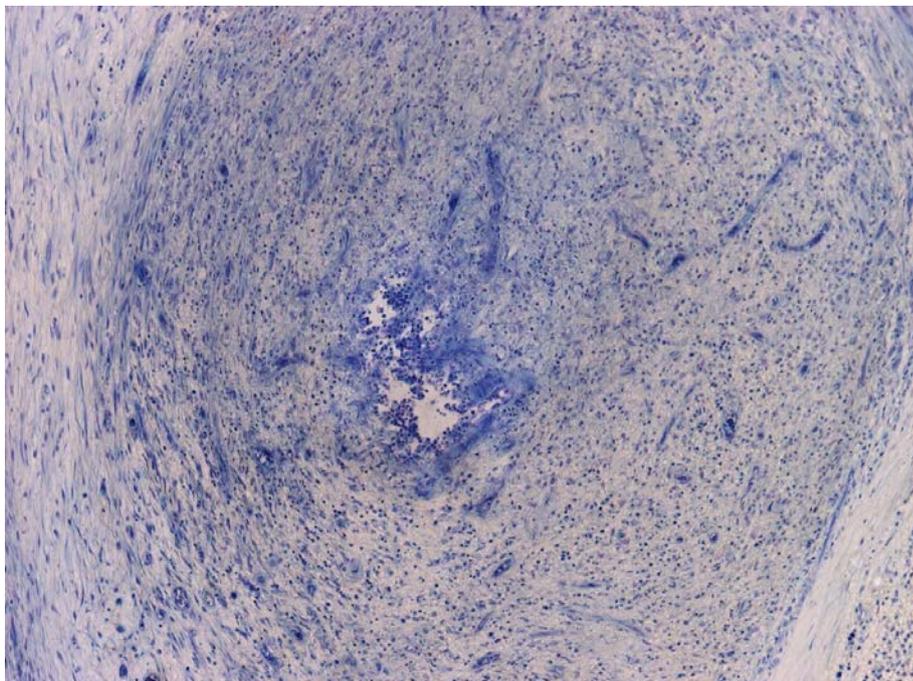


Abbildung 118: Abszeß im Detail, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung

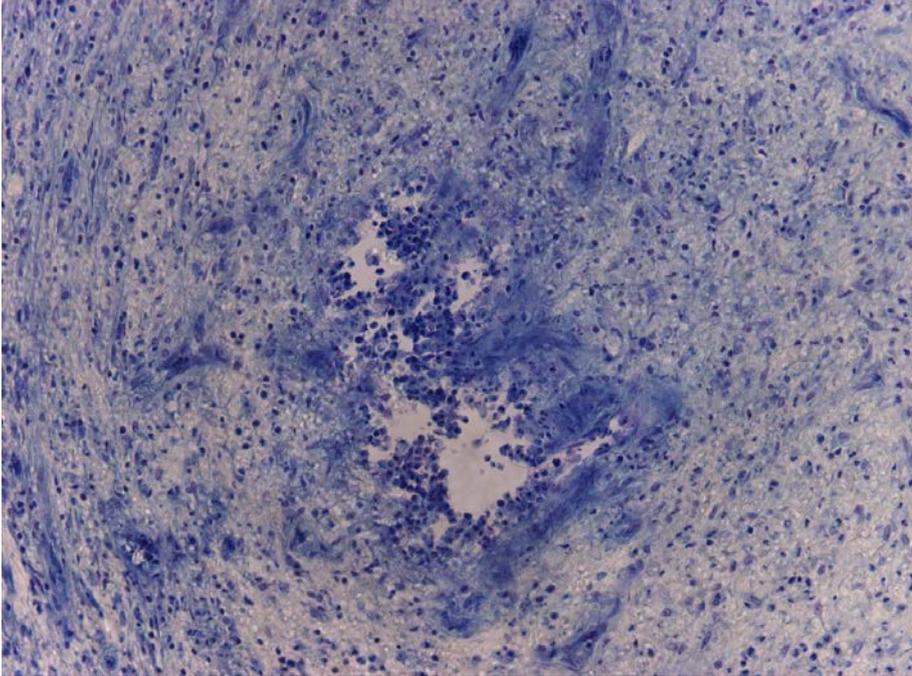


Abbildung 119: Detailaufnahme Abszeß, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung

TROCKEN-PRÄPARAT: **5276**

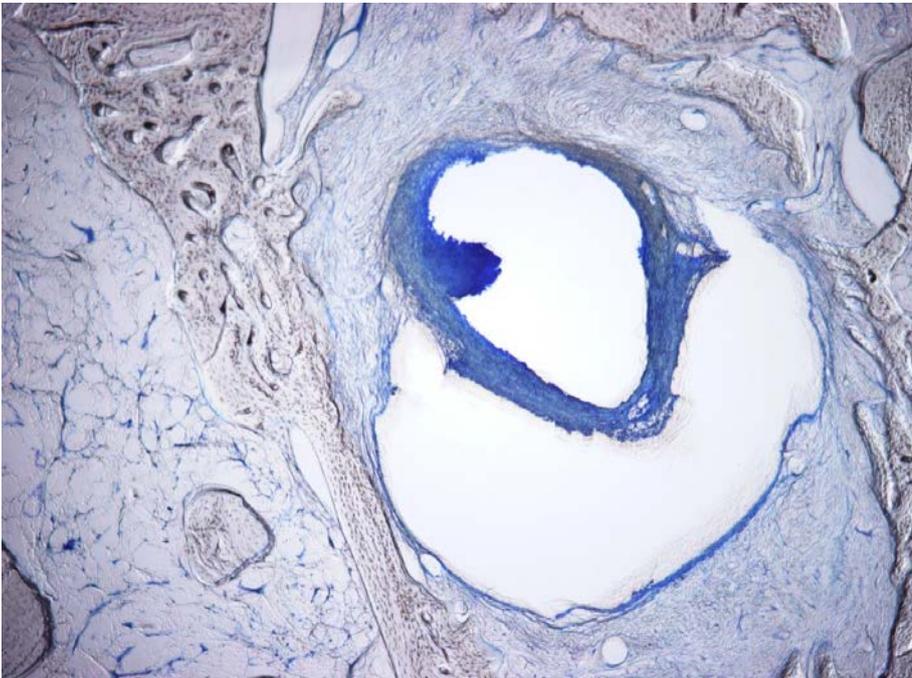


Abbildung 120: Übersichtsbild mit Abszeß, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung

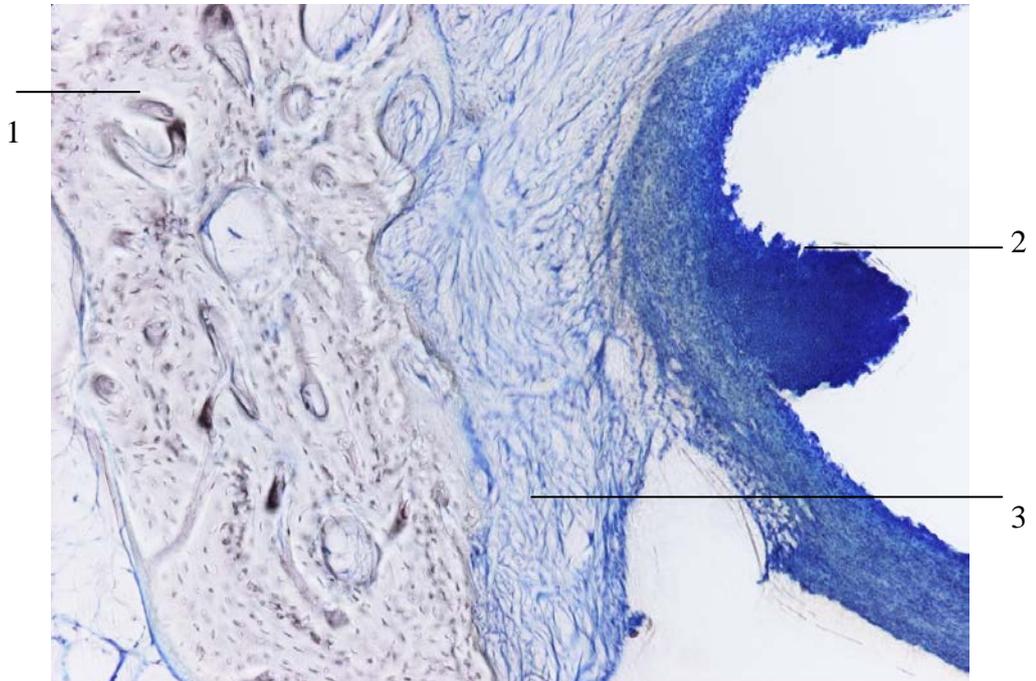


Abbildung 121: **Detailaufnahme Abszeß, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung**
 1) Knochengewebe, 2) Abszeßhöhle mit Pilz und 3) Bindegewebe

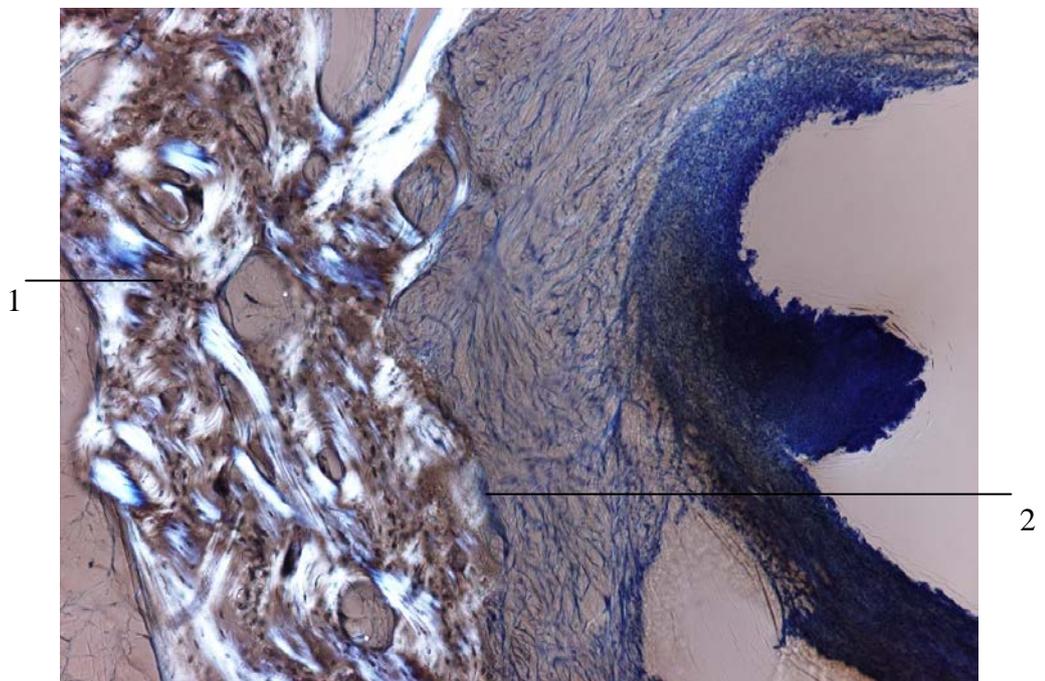


Abbildung 122: **Polarisationsaufnahme Abszeß, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung**
 Die Polarisationsoptik läßt 1) das Kollagen des Knochengewebes aufleuchten und 2) die Abszeßmembran dadurch klar erkennen.

4.5 Krankheitsbedingte Knochen- sowie Hautveränderungen

4.5.1 MN.: 6.506 / *Haemosiderosis synovialis articuli, Haemophilia.*

FEUCHT-PRÄPARAT: 5255

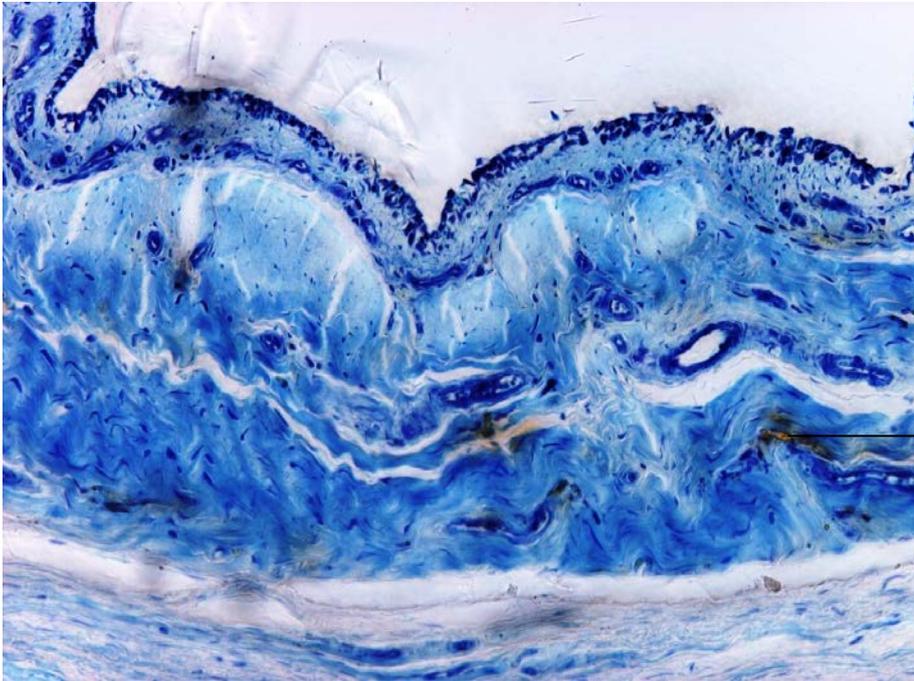


Abbildung 123: **Übersichtsbild Synovia, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
1) Eingelagertes Hämosiderin

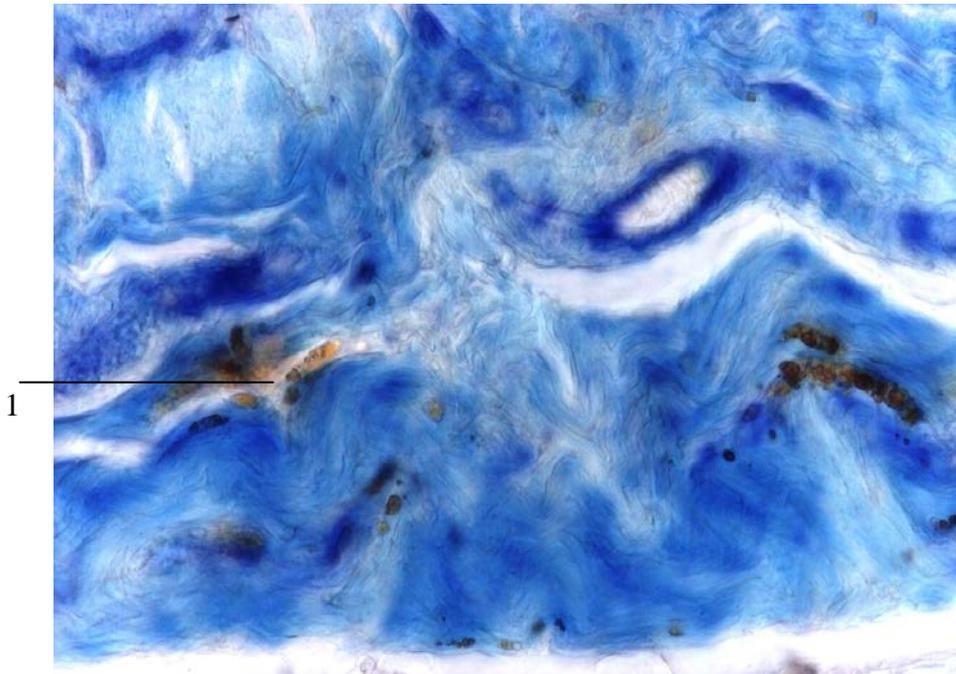


Abbildung 124: **Detailaufnahme Synovia, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung**
1) Eingelagertes Hämosiderin in einer höherliegenden Bildebene

TROCKEN-PRÄPARAT: 5282

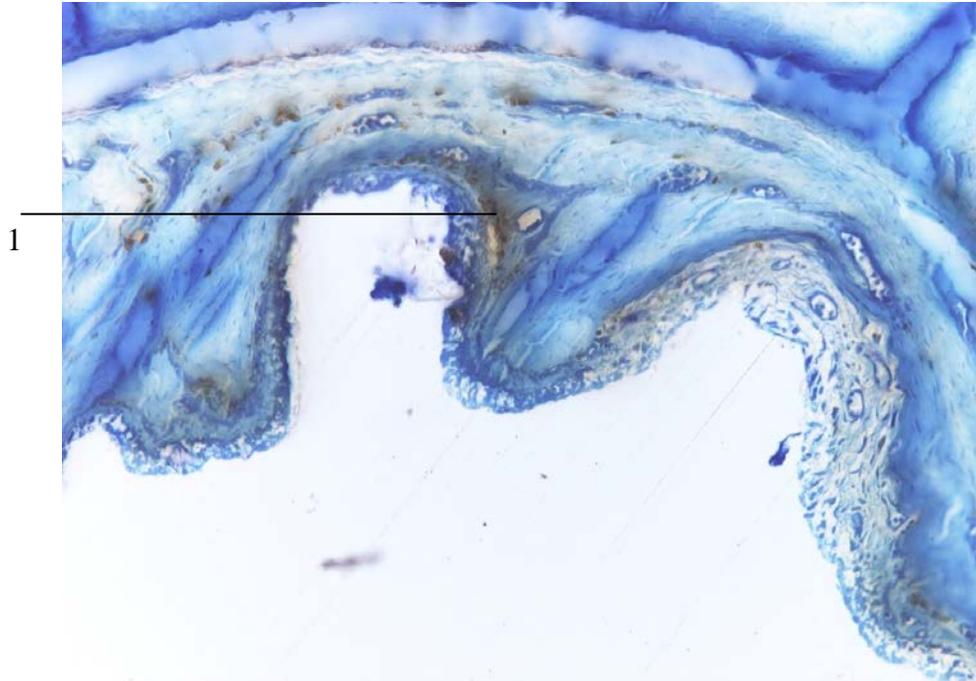


Abbildung 125: **Detailaufnahme Synovia, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung**
1) Eingelagertes Hämosiderin auch hier als braune Körnchen erkennbar

4.5.2 MN.: 22.690 / *Osteoarthropathia hypertropicans pneumica*.

FEUCHT-PRÄPARAT: 5265

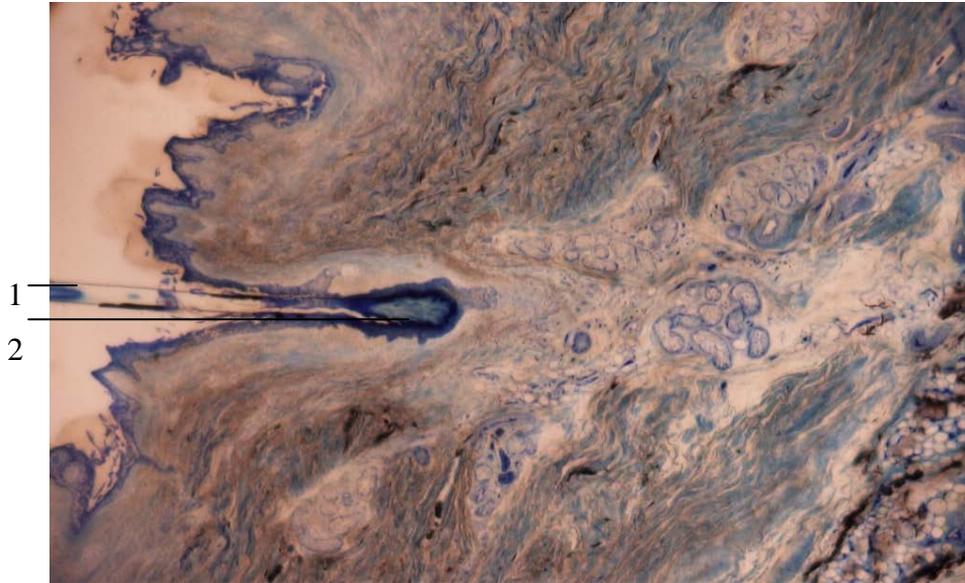


Abbildung 126: **Übersichtsaufnahme Epidermis, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung**
1) Haar mit 2) Haarwurzel in der Epidermis.

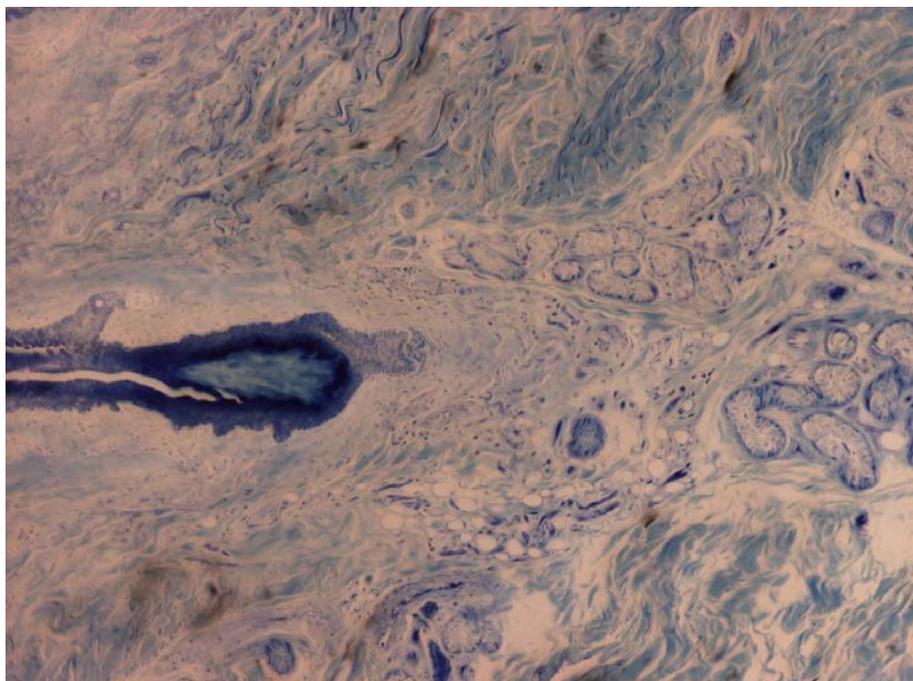


Abbildung 127: **Detailaufnahme Haarwurzel, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung**

TROCKEN-PRÄPARAT: 5288

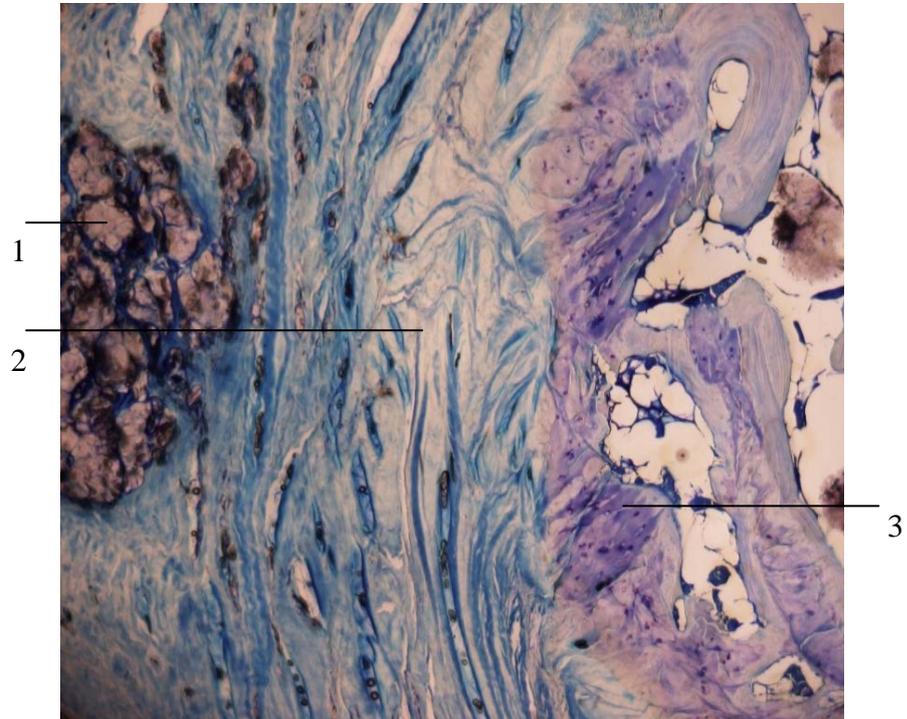


Abbildung 128: Übersichtsaufnahme, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung
1) Fettgewebe, 2) Kollagen und 3) Knochengewebe mit Metachromasie

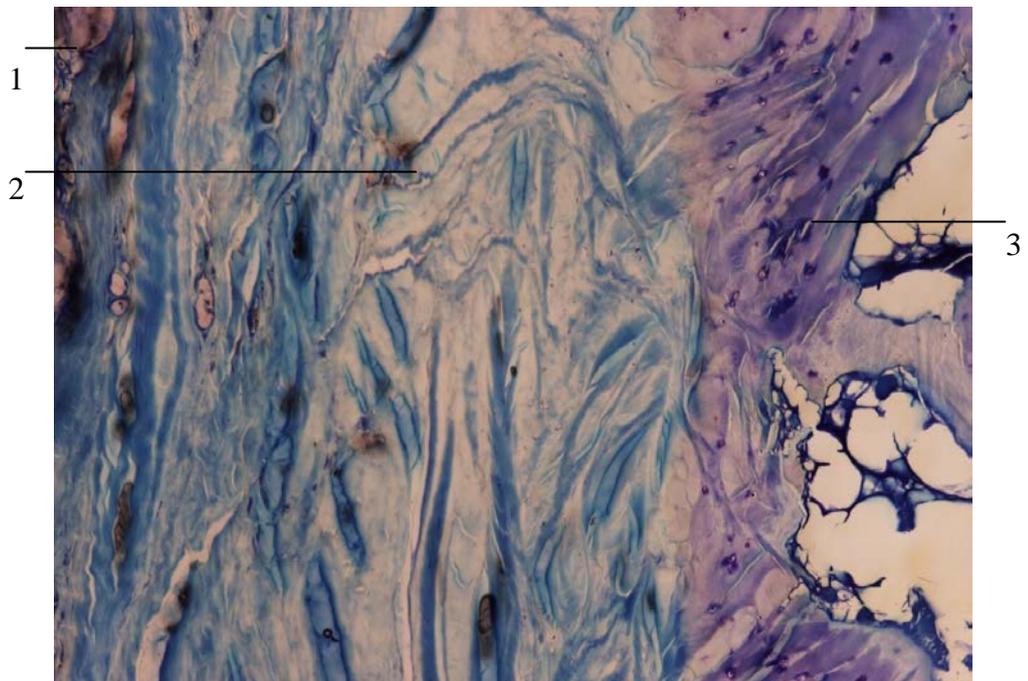


Abbildung 129: Detailaufnahme, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung
1) Fettgewebe, 2) Kollagen und 3) Knochengewebe mit Metachromasie

5) DISKUSSION

5.1 Material

Wie bereits zu Beginn erwähnt, handelt es sich bei dem für diese experimentelle histologische Studie verwendeten humanen Material um bereits angegriffene, zum Teil sichtbar beginnend mazerierende Schaupräparate aus dem Narrenturm, dem Pathologisch-Anatomischen Bundesmuseum in Wien.

Die Exponate stammen von Individuen verschiedener Altersgruppen sowie beiderlei Geschlechts. Die zu Schau- und Studienzwecken präparierten Körperteile zeigen die unterschiedlichsten Krankheitsbilder.

Das Problem bei den zum Teil bereits aus dem Ende des 19. Jahrhunderts des letzten Jahrtausend stammenden Präparaten ist, daß man zum überwiegenden Teil nicht mehr nachvollziehen kann, in welchen Lösungen diese zu Beginn der Fixierung bzw. Konservierung eingelegt wurden, da damals keine Aufzeichnungen darüber erstellt wurden. Es war somit nicht auszuschließen, daß dies in weiterer Folge zu Problemen bei verschiedenen weiteren Arbeitsschritten während der Studie führen könnte, da man weder chemische bzw. physikalische Reaktionen der einzelnen Proben der Feucht- sowie der Trockenpräparate voraussehen bzw. ausreichend erklären kann.

Jede Epoche hatte seine bevorzugte Methode der „nassen“ Konservierung, neue wurden entwickelt und zusätzlich hatte so gut wie jeder Präparator seine eigene von ihm entwickelte Zutat, welche er nur allzuoft geheimhielt. In Wien wurde unter anderem die Zucker-Konservierung von TANDLER (Tandler 1925) entwickelt und es ist bekannt, daß vor allem die KAISERLING- (Hausner 1998) bzw. JORES-Farberhaltungslösung verwendet wurde.

Eines der 21 zur Verfügung gestellten Exponate zeigte im feuchten Zustand eine, im Gegensatz zu den übrigen Präparaten, überaus deutliche und intensive dunkle Rot-Färbung. Nach der im Zuge dieser Arbeit durchgeführten Literaturstudie zum Thema „Konservierung“ kann man annehmen, daß das Präparat mit der Nummer MN.: 12.869 („Articulatio genus dextra Reticulo-Myelosarcoma eosinophilicum“) im Laufe der Zeit zumindest einmal in der ROMHÁNYI-Farbfixerlösung gelagert worden sein könnte.

Ein Merkmal dieser Methode ist eben die typische intensive Rotverfärbung des Präparates.

In neueren Zeiten wurde begonnen, trübende Konservierungslösungen nur mehr durch eine gepufferte Formalinlösung zu ersetzen um der beginnenden Zerstörung des Präparates entgegenzuwirken. So verfährt man auch heute noch.

- Ergebnisse der „Combur-⁹Test-Streifen“ der Firma Roche:

Bei einem Teil der naß-konservierten Präparate wurde ein Test mit „Combur-⁹Test-Streifen“ der Firma Roche (siehe Anhang, Tabelle 4) zur Prüfung des Konservierungsmediums durchgeführt und man kam zu einem keineswegs überraschenden Ergebnis für die seit Jahren verwendeten alten und bereits trüben bzw. erneuerten Formalinlösungen in denen die entsprechenden Präparate lagerten:

- Der pH-Wert ist bei den überprüften Lösungen im leicht sauren Bereich, durch einen Puffer stabilisiert (Steinmann 1982). Bei einem pH = 6-8 wirkt Formalin optimal und es soll dadurch erreicht werden, daß sich keine Komponenten aus dem Präparat lösen (Kurz 1978).
- Bei der alten, trüben Formalinlösung kam es offenbar bereits zum Lösen von Protein aus dem Präparat, was auch mit Hilfe des Teststreifens nachgewiesen wurde.
- Urobilinogen entsteht beim Abbau von Hämoglobin (Fallert-Müller 1999) und daher verwundet es auch nicht, daß es in alter Formalinlösung nachweisbar ist. Somit handelt es sich um einen weiteren Beweis für den Abbau von Geweben.
- Konservierungsmittel wie Formaldehyd können auch zu falschen Ergebnissen bei Teststreifen führen (Kaiser 1999), so wurde bei Leukozyten ein falsch-positives Ergebnis aufgrund der erneuerten Formalinlösung angezeigt.

5.2 Methoden

Da es sich bei den verwendeten Material für diese Studie um altes historisches humanes Weich-Gewebematerial handelte, welches bereits seit Jahrzehnten in unterschiedlichen Konservierungslösungen aufbewahrt wurde, mußte es zur histologischen Bearbeitung anders behandelt werden als das frische organische Material, welches hauptsächlich im Labor in Kunstharz eingebettet und nur verhältnismäßig kurz, falls überhaupt, zuvor in Formalin eingebettet war.

5.2.1 Bearbeitung der Feuchtpräparate-Proben:

Die Entnahme der Proben von den Feuchtpräparaten erwies sich als unkompliziert, ebenso deren weitere Bearbeitungsschritte zur Einbettung ins Kunstharz. Die Ergebnisse der Dünnschliffe der verwendeten Exponate waren überraschend gut.

5.2.1.1 – Entwässerung

Um die Weichteil- bzw. Knochenproben in Kunstharz einbetten zu können, mußte man zunächst das Gewebe vom Formalin reinigen und entwässern. Dies war zwingend notwendig, da das verwendete Einbettmedium nicht wasserlöslich ist und das im Präparat verbliebende Wasser ein optimales Eindringen des Kunstharzes ins Gewebe verhindert. Und es kann zu unerwünschten Reaktionen des Präparates selbst führen.

Das mehrstündige Wässern unter fließendem Leitungswasser vor Beginn der Alkoholreihe diente dazu, Formalin-Niederschläge zu vermeiden.

Auch wenn die Proben klein waren (bloß einige Zentimeter) und man laut Literatur daher die Entwässerungszeit verkürzen könnte, entschloß man sich zu einer über Tage andauernden schrittweise aufsteigenden Alkoholreihe um ein optimales Ergebnis zu erreichen. Ebenso erfolgten die an die Alkoholreihe anschließenden beiden MMA-Schritte zur Durchtränkung der Proben über Tage. Der Grund dafür war die jahrzehntelange Aufbewahrung der historischen Schaupräparate in der Konservierungsflüssigkeit Formalin.

5.2.1.2 – Einbettung

Da die für diese Studie verwendeten Proben von unterschiedlichen Präparaten stammen, verschiedene Gewebsarten und Härtegrade aufweisen, fiel die Entscheidung auf das Einbettmedium Kunstharz, da die zunächst ins Auge gefaßte Paraffineinbettung sich nicht als praktikabel erwiesen hätte. Dieses Einbettmedium wäre zum überwiegenden Teil weicher als das darin einzubettende Präparat gewesen. Somit hätte man keine aussagekräftige Schnitte erhalten.

Da die eingebetteten Proben der Feuchtpräparate nach der aushärtenden Polymerisation zum überwiegenden Teil keine austretenden Luftblasen aufweisen, ist dies ein Beweis dafür, daß die Entscheidung für eine langandauernde Entwässerung richtig war. Alle Proben sind vollständig mit Kunstharz durchtränkt und es kam zu keinen unerwünschten Reaktionen wie etwa Aufschäumen des Einlegemediums.

5.2.1.3 – Oberflächenfärbung der Dünnschliffe

Die Standardfärbemethode des Labors mit GIEMSA-Farbstoff (siehe Anhang, Rezept 2) ergab keine befriedigenden Färbeergebnisse. Die Dünnschliffpräparate ließen sich bloß ungenügend bzw. gar nicht anfärben. Die Methode der angeätzten oberflächlichen Färbung der Dünnschliffe funktionierte bei den langjährig in Formalin aufbewahrten historischen Präparaten nicht aussagekräftig genug.

Daher entschloß man sich, durch eine basische Farblösung die Barriere Kunstharz zu überbrücken und dadurch den Farbstoff direkt ins Gewebe einzubringen. Das Anätzen der Dünnschliffe zu Beginn der Färbung wurde unterlassen, da dies der Base entgegengewirkt hätte.

Der Nachteil dieser Färbemethode ist, daß der Farbstoff tiefer ins Gewebe eindringt und man die sonst oberflächliche Färbung äußerst schlecht bis gar nicht mehr abpolieren kann. Auch ist die Möglichkeit einer Differenzierung der erfolgten Färbung mit Hilfe einer Eisessig-Lösung nur bedingt möglich. Differenzieren mit Alkohol ist nicht möglich, da dieser das Kunstharz angreift und zerspringen läßt. Selbst das eingebettete Gewebe wird dadurch in Mitleidenschaft gezogen. Daher ist man gezwungen zunächst allgemein mit geringen Einwirkzeiten zu arbeiten und nach Kontrolle unter dem Lichtmikroskop individuell nachzufärben.

Bei einigen der Präparate waren selbst die Ergebnisse der modifizierten GIEMSA-Farblösung nicht von der gewünschten Qualität, daher wurde bei ihnen eine weitere Färbung durchgeführt. Die PARAGON-Färbung (siehe Anhang, Rezept 3) erfuhr ebenfalls eine Modifizierung und der pH-Wert wurde gesenkt, da die Färbung mit der Originalrezeptur selbst bei kurzer Einwirkzeit zu stark erfolgte.

5.2.2 Bearbeitung der Trockenpräparate-Proben:

Nach der erfolgten Trocknung der Feuchtpräparate und der erneuten, diesmal erschwerten Probenentnahme durch die Veränderungen des Gewebes, stellte sich die Frage der weiteren Bearbeitung zur optimalen Einbettung, die sich auch nach intensiver Literatursuche als äußerst schwierig erwies, da es zu dieser zum heutigen Zeitpunkt als veraltet und vergessen geltenden Methode der Behandlung ausgetrockneter Präparate so gut wie keine Anhaltspunkte gibt. Es wurden erste Versuche gestartet, welche auf der Theorie bestanden, daß das getrocknete Gewebe im Großen und Ganzen formalinfrei ist und man daher einleitende Schritte zur Kunstharzeinbettung weglassen und andere verkürzt durchführen könnte. Sie erwiesen sich als nicht zielführend, auch der Versuch eine Präparats-Probe zunächst in einer Formalin-Lösung zum Quellen einzulegen. Erst ein äußerst informatives und konstruktives Gespräch mit Prof. Dr. Peter BÖCK und Prof. Dr. Hanns PLENK erschloß einen möglichen Durchführungsweg, die historischen und nun getrockneten Präparate vorab derart zu bearbeiten, daß man schlußendlich zu verwertbaren Ergebnissen kommen könnte. Aber auch danach folgten einige Versuche, die sich als Fehlschlag erwiesen (siehe Anhang, Versuche).

5.2.2.1 – Quellung

Zusammengeschrumpfte verhärtete Gewebe müssen für eine histologische Untersuchung wieder aufgequollen werden, da erste Versuche zeigten, daß das Kunstharz bei der üblichen Vorbehandlung zur Einbettung bei den Trockenproben nicht bis in die Mitte des Präparates durchdringen kann. Noch dazu sind einzelne Zellen nach der Anfärbung, die überaus intensiv ausfällt, nicht eindeutig zu bestimmen, da das Gewebe zu dicht und zusammengepreßt ist.

Da nach der erfolgten Trocknung durch Herrn NERAT noch Formalin-Reste in den Exponaten enthalten sein könnten, wurde eine kurzgehaltene umgekehrte Alkoholreihe beginnend mit 80%igem Ethanol bis zur Wässerungsstufe durchgeführt. Nach mehrstündigen Wässern unter Leitungswasser mußte ein chemischer Zusatz beigemischt werden, um das Gewebe, genauer gesagt die Zellen, durch Osmose selbst zum Quellen zu bringen.

Die Methode der ersten Wahl war nicht möglich, da es selbst nach intensiver Suche zum Zeitpunkt der Versuchsdurchführung unmöglich war das historisch verwendete „Antiformin“ aufzutreiben. Dabei handelt es sich um eine vor Jahrzehnten im Handel erhältliche alkalische Natriumhypochloridlösung, welche 7,5% freies Ätznatron sowie 5,3% gebundenes Chlor enthielt (Romeis 1968).

Somit wurde zum Quellen der Proben der Trockenpräparate Ammoniak (25%) verwendet. Das Problem bei Ammoniak ist allerdings, daß eine zu langen Einwirkzeit sowie zu hohe Konzentration zum Herauslösen des Chromatins führen kann. Das wäre nicht zielführend, da man ja bei dieser Studie den Zellerhalt beweisen und das Ergebnis nicht bereits vorab durch eine falsche Behandlung der Proben verfälschen möchte. Man entschloß sich zu einem relativ niedrigen pH-Wert von 9 der wäßrigen Ammoniaklösung. Auch wurde bei den insgesamt sehr kleinen Proben die Einwirkzeit von einer Woche auf vier Tage verkürzt, da bei einem vorausgehenden Versuch das verwendete Muskel-Präparat zu stark aufgequollen war.

Das Ergebnis der gemeinsam erfolgten Quellung vor der Entwässerungsreihe war sehr unterschiedlich, wie auch die Gewebe der verwendeten Exponate. Allerdings stellte sich später heraus, daß man nicht von den ersten subjektiven Eindrücken der verbliebenen Härte der einzelnen Proben nach dem Ammoniakbad auf das abschließende Ergebnis der Dünnschliffe schließen kann. Dazu wären in Zukunft noch weitere Studien über verschiedenen Möglichkeiten der Quellung, der Konzentration des verwendeten Mittels und deren Einwirkdauer anzuraten, um ein optimales Ergebnis für das jeweilige Gewebe zu erzielen.

5.2.2.2 – Entwässerung

Nach dem erfolgten Quellen wurden die Proben der Trockenpräparate in einer verkürzten aufsteigenden Alkoholreihe wieder entwässert. Dadurch spülte man auch

Reste von Ammoniak aus den Geweben, falls dieser vorher noch nicht restlos verdunstet wäre. Die Reihe erfolgte im Gegensatz zu den Feuchtpräparaten in den in der Literatur angegebenen kurzen Abständen, da Alkohol ja stark schrumpfende Eigenschaften besitzt. Dies wäre kontraproduktiv zum zuvor erfolgten Arbeitsschritt. Allerdings nahm man damit auch in Kauf, daß Reste von zuvor verwendeten Chemikalien im Gewebe verblieben und zu unerwünschten Reaktionen mit dem Kunstharz führen könnten.

Zuvor durchgeführte Versuche zeigten allerdings auch, daß die Entwässerungsreihe für ein annehmbares Ergebnis zwingend von Nöten ist.

5.2.2.3 – Einbettung

Die Dauer des Auspolymerisierens war bei den Proben der Trockenpräparate äußerst unterschiedlich. Die Feuchtpräparate härteten dagegen alle innerhalb etwa der gleichen Zeitspanne (3-5 Tage) gleichförmig aus.

Der Großteil der in Kunstharz eingebetteten Trockenpräparate war innerhalb einer Woche, beginnend mit ebenfalls drei Tagen, ausgehärtet. Die Proben **5274 a** und **b**, **5278** und **5273 b** behielten allerdings auch nach neun Tagen im Wasserbad eine bis zu fünf Millimeter dicke honigartig zähflüssige Oberfläche. Das Auswechseln der Deckel der Schraubgläser und kurzzeitiges Tempern brachte zwar eine Besserung, aber erst das Aufbringen von einigen Körnern des Beschleunigers Benzoylperoxid (Fa. Merck, Bezug über Sigma-Aldrich Handels GmbH, Wien, Österreich) führte dazu, daß diese Schicht innerhalb von weiteren sechs Tage soweit auspolymerisierte, daß bloß eine klebrig, weiche Oberfläche zurückblieb und man die Blöcke schneiden konnte.

Bei einigen Präparaten kam es während der Aushärtungsphase zu vermehrter Luftblasenbildung bis zur oberflächlichen Aufschäumung des Einbettmediums. Im Gegensatz zu den Feuchtpräparaten wurden die Proben der Trockenpräparate nicht gleichmäßig gut durchtränkt. Auch schwammen etwa die Hälfte der Proben auf und lagen schließlich zum Teil knapp unterhalb der Oberfläche des Einbettmediums, obwohl ausreichend Einbettmedium aufgefüllt wurde. Ebenso fiel auf, daß bei den langsamer auspolymerisierenden Trockenproben die Oberfläche des Kunstharzes trotz öfters wiederholter und langer Temper-Zeit von bis zu einer Stunde weich und etwas klebrig blieb.

5.2.2.4 – Oberflächenfärbung der Dünnschliffe

Bei der Färbung der Dünnschliffen der Trockenpräparate stand man vor demselben Problemen wie bei den Feuchtpräparaten: Die Originalrezepturen der GIEMSA- bzw. PARAGON-Färbung führten nicht zum erhofften Ergebnis, ebenso waren bei der modifizierten GIEMSA- sowie der PARAGON-Farblösung die Einwirkungszeit als auch der pH-Wert ausschlaggebend.

Da die Farbgebung bei Färbungen der Trockenpräparaten intensiver ausfiel als bei den Feuchtpräparaten entschloß man sich, die GIEMSA-Farblösung insofern zu modifizieren, daß man den pH-Wert im Gegensatz zur Farblösung der Feuchtpräparate erhöhte um leichter das Kunstharz zu umgehen und gleichzeitig die Menge des Farbstoffes erniedrigte, um die Farbintensität zu verringern.

Bei der PARAGON-Farblösung wurde hingegen der pH-Wert weiter gesenkt, um auf diese Weise die Intensität des Farbstoffes herabzusetzen. Das Ergebnis war bei einigen wenigen Präparaten trotz dieser Modifizierung und Geringhaltung der Einwirkzeit viel zu intensiv.

Insgesamt wurde bei beiden Färbungen die erste Einwirkzeit mit jeweils drei Minuten kurz angesetzt und wiederum unter dem Lichtmikroskop die Nachfärbezeit individuell bestimmt.

5.3 Histologische Untersuchung

5.3.1 Beurteilung der Feuchtpräparate:

Insgesamt kann man über die Feuchtpräparate sagen, daß die Ergebnisse durchgehend histotechnisch hervorragend sind. Überraschenderweise stellte sich heraus, daß selbst bei makroskopisch sehr stark angegriffenen Knochen-Weichteil-Präparaten, auch wenn diese bereits matschig sind und ein gewisser Strukturzerfall vorliegt, der volle Zellerhalt gegeben ist.

Zum überwiegenden Teil ließen sich die Dünnschliffe der Feuchtpräparate mit der modifizierten GIEMSA-Farblösung gut anfärben, bis auf jene der Präparate MN.: 3106,

MN.: 4173, MN.: 5995, MN.: 12.843, MN.: 12.852, und MN.: 12.869, wo ein zweiter Schliff mit der modifizierten PARAGON-Färbung bearbeitet wurde.

Bei Schliffen von Sarkom-Präparaten sind die Unterscheidungen der verschiedenen Sarkom-Arten durchgehend gut möglich.

Das Exponat MN.: 12.852 mit der Diagnose „Sarcoma osteoides ossis femoris“ weist histologisch eine ausgezeichnete Qualität auf. Der Dünnschliff läßt aufgrund der hohen Qualität des Materials eine 600-fache Vergrößerung zu, u.a. sind Mitosen im Detail erkennbar.

Die Knochenpräparate erwiesen sich als dankbarer, das Zusammensintern des Gewebes wird unterbunden.

5.3.2 Beurteilung der Trockenpräparate:

Zellreiches Gewebe komprimiert sehr stark, es sintert zusammen. Lockeres, kollagenarmes Gewebe hingegen erweist sich als besser erhalten nach der neuen Trocknungsmethode. Durch die Gewebsverdichtung kommt es zu kleinen und komprimierten u.a. stark verformten Zellen. So sind zunächst im feuchten Zustand unter dem Mikroskop sichtbare blasige Strukturen im gedörrten Zustand nicht mehr vorhanden.

Im Gewebe entstehen Trocknungsrisse und Spalträume, in denen sich Luft sammelt und zum Teil bei der Einbettung durch das Kunstharz verdrängt wird. Dies führt zu sichtbaren Artefakten.

Zum einen führen die Trocknungsprozesse zu einer Verschlechterung der Anfärbung, bei sehr dichtem, komprimierten, schlecht durchtränkten Geweben schlägt es ins Gegenteil um und das Präparat ist schnell überfärbt.

Positiv hervorzuheben ist die Tatsache, daß optische Eigenschaften wie z.B. die Doppellichtbrechung des Präparates durch die Trocknung nicht beeinträchtigt werden.

Es folgt eine kurze Zusammenstellung auffälliger Ergebnisse einiger Trocken-Präparate:

5.3.2.1 – Durch entzündliche Prozesse hervorgerufene Erkrankungen der Gelenke

5.3.2.1.1 – MN.: 5995 / Arthritis suppurativa acuta art. genu sin

Bei diesem Dünnschliff ist es augenscheinlich, daß das Gewebe sehr stark verdichtet ist, der Weichteil-Anteil ist in keiner Weise mehr locker.

5.3.2.1.2 – MN.: 6257/ Gonitis suppurativa chronica

Bei diesem Knochen-Dünnschliff mit Epidermis-Anteil ist die gute Qualität des Ergebnisses des spongiösen Knochengewebes augenscheinlich. Der Weichteil-Anteil ist wiederum verdichtet, die einzelnen Strukturen noch zu erkennen.

5.3.2.2 – Karzinome

5.3.2.2.1 – MN.: 5004 / Carcinoma pharyngis in cranium tendens

Bei diesem Trockenpräparat fällt die starke Eigenfärbung des im Gewebe vorhandenen Blutes auf, auch die Färbung des kollagenhaltigen Bindegewebes ist sehr ausgeprägt. Das Detailbild des spongiösen Knochengewebes bzw. der Lamellenknochen weist hingegen wieder auf den verbesserten Flüssigkeitsaustausch hin, das Ergebnis dieser Gewebestrukturen ist deutlich besser als jenes des Weichteil-Anteils.

5.3.2.2.2 – MN.: 24.223 / Carcinoma platycellulare. Fungus genu inveteratus

Ein gutes Beispiel der negativen Art ist das Präparat eines Plattenepithelkarzinoms. Zwar sind auch hier im Trockenpräparat neben den Epithelzellenzapfen auch Hornperlen zu erkennen, aber insgesamt ist das Gewebe stark komprimiert und überfärbt.

5.3.2.3 – Sarkome

5.3.2.3.1 – MN.: 5036 / Sarcoma tibiae sin.

Die Präparatsscheibe auf dem Plexiglasobjektträger ist offenbar etwas zu dick, es sind zu viele Schichten vorhanden. Daher erscheint das Bild zum Teil

unscharf. Der Muskel dagegen färbt sich ausgesprochen gut an, im Gegensatz zum Präparat MN.: 3106 („Gumma humeri in reg. colli anatom.infracti“).

5.3.2.3.2 – MN.: 12.762 / *Sarcoma plantae pedis*

Durch die Trocknung kam es zu einer Gewebeverdichtung und das Ergebnis sind kleine sowie komprimierte Zellen. Eine Diagnose ist jedoch noch möglich.

5.3.2.3.3 – MN.: 12.852 / *Sarcoma osteoides ossis femoris*

Auch hier ist das Weichgewebe sehr verdichtet, die blasigen Kernstrukturen sind im Gegensatz zum Feuchtpräparat nicht mehr vorhanden. Zwar erkennt man das Sarkom noch, allerdings sehr schlecht.

5.3.2.3.4 – MN.: 12.853 / *Sarcoma fasciae brachii*

Beim Trockenpräparat sind Spalträume entstanden, die Luft darin wurde zum Teil vom Kunstharz verdrängt, daher kommt es in beiden Fällen zu Artefakten. Im Gegensatz zum Feuchtpräparat, wo eine gute Unterscheidung der Sarkomart möglich ist, ist dies beim ausgedörrten Präparat nicht mehr der Fall.

5.3.2.3.5 – MN.: 12.869 / *Articulatio genus dextra Reticulo-Myelosarcoma eosinophilicum*

Ein Trockenpräparat welches sich ausgesprochen schlecht anfärben ließ. Der Weichteil-Anteil ist ausgesprochen stark verdichtet, einzelne Strukturen kaum erkennbar.

5.3.2.3.6 – MN.: 16.981/34 / *Osteosarcoma tibiae sin.*

Die Polarisationsoptik verdeutlicht, daß optische Eigenschaften wie Doppellichtbrechung durch die Trocknung nicht beeinträchtigt werden.

5.3.2.4 – Durch (Mikro-)Organismen verursachte Erkrankungen

5.3.2.4.1 – MN.: 3106 / *Gumma humeri in reg. colli anatom. infracti*

Das Gewebe erfährt durch das neue Trockenpräparate-Verfahren eine Dichtezunahme, es enthält weniger Wasser, die Spalträume werden kleiner, auch trotz zuvor erfolgter Quellung. Das Gewebe färbt sich insgesamt durch die Herabsetzung der Farbaufnahme bei gleicher wie auch erhöhter Einwirkzeit deutlich schlechter an.

Die Muskulatur färbt sich ausgesprochen schlecht bis gar nicht an. Collagen, welches u.a. den Nervenstrang umgibt, nimmt den Farbstoff dagegen gut auf.

5.3.2.4.2 – MN.: 4173 / *Necrosis ossis carpi dextri*

Hier ist die Qualität der Präparate aus histologischer Sicht im Prinzip gleichbleibend. Beim spongiösen Knochengewebe ist der Flüssigkeitsaustausch beim Trockenpräparat besser möglich und es verhindert das Zusammensintern des Weichgewebes beim Trocknen.

5.3.2.4.3 – MN.: 6023 / *Echinococcus hydatidosus pelveos et musculorum*

Die Membran ist stark verdichtet, die Anfärbung des Gewebes sehr schlecht, manche Strukturen ließen sich auch gar nicht anfärben.

Die Häkchen der Mikroorganismen sind nicht zu erkennen, auch unter der Polarisationsoptik nicht.

5.3.2.4.4 – MN.: 15.678 / *Fuß bei Lepra. / G*

Die Epidermis ließ sich nicht gut anfärben. Es ist insgesamt keine gute Unterscheidung der Zellen erkennbar, es fehlen u.a. die Kittleisten.

5.4 Beantwortung der Fragestellung dieser Studie

Das Hauptaugenmerk dieser Studie liegt darauf, ob die Überführung von langjährigen Weichteil-Knochen-Feuchtpräparaten in wissenschaftlich verwertbare Trockenpräparate die Erhaltung der feingeweblichen Eigenschaften gewährleistet.

Es kam im Zuge der Bearbeitung der Proben zu überraschenden Ergebnissen, welche zusätzliche Fragen in Bezug auf die Art der weiteren Konservierung der Feuchtpräparate aufwarfen, die in dieser Arbeit allerdings nicht beantwortet werden können.

5.4.1 In wieweit werden die Gewebe der bereits angegriffenen Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate durch das neu entwickelte Präparationsverfahren von Herrn Edgar NERAT zusätzlich alteriert bzw. erhalten?

Bei lockeren, kollagenarmen Strukturen erhält man relativ gute histologische Ergebnisse bei den getrockneten Präparaten, für Gewebearten dieser Strukturierung handelt es sich um eine gute Methode der Erhaltung. Bei kollagenhaltigen Geweben ist das zum überwiegenden Teil nicht der Fall. Zellreiches Gewebe sintert zu stark zusammen, die Komprimierung und Verformung von Zellen fällt ausgesprochen heftig aus. So kann man bei einigen Trockenpräparaten z.B. die Art des Tumorgewebes nicht mehr eindeutig bestimmen.

In wieweit die Abstimmung der Quellung des ausgedörrten Materials in Bezug auf verwendetet Chemikalien und Dauer auf dieses Erscheinungsbild des Gewebes Einfluß hat, sollten weiterführende Studien klären können.

Bei Präparaten bei denen der spongiöse Knochenanteil überwiegt, insbesondere wenn das Krankheitsbild diesen betrifft, ist das Ergebnis der histologischen Untersuchung als gleichbleibend zu erachten.

5.4.2 Könnte dieses neue Verfahren museal interessante Gewebepräparate im gegenwärtigen Qualitätszustand für spätere wissenschaftliche Zwecke bewahren?

Auch wenn die Präparate bereits für den Schaubetrieb nicht mehr geeignet sind, weil beginnende Mazerationsprozesse stattfinden, stellt sich nun die Frage ob es überhaupt nötig ist, die Feuchtpräparate auf Grund der optimalen Zellerhaltung in ein Trockenpräparat. Dies deshalb, weil es nachweislich durch die Trocknungsschritte zum Teil zu deutlichen makroskopischen und histologischen Qualitätsverlusten kommt.

Zumindest ist es überlegenswert, die betroffenen Präparate, welche überwiegend aus Weichteilen bestehen, weiterhin – wie zuvor – im allerdings erneuerten nassen Konservierungsmittel zu belassen und diese für wissenschaftliche Zwecke, wie eben histologische Untersuchungen, in diesem ursprünglichen Zustand zu erhalten.

Unter dem Gesichtspunkt des musealen Zwecks der Zurschaustellung interessanter Krankheitsbilder erzeugt das neue Trocknungsverfahren sehr wohl wunderschöne trockene Schauobjekte zunächst stark angegriffener und unansehnlich gewordener Feucht-Präparate. Zunächst unklare Strukturen sind nach diesen Prozessen klar voneinander abgegrenzt und eindeutig zu erkennen. Ein ausgesprochen gutes Beispiel dafür ist das Exponat MN.: 3106 mit der Diagnose „Gumma humeri in reg. colli anatom. infracti“, dessen Weichteil-Anteil im feuchten Zustand durchaus als „matschig“ zu bezeichnen war.

Allerdings ist dieses Präparat auch als Negativ-Beispiel für die neue Methode in Bezug auf die histologische Untersuchung anzuführen, da es in jeder Hinsicht schlechte Ergebnisse brachte.

Bei Präparaten mit hohem Knochenanteil, insbesondere wenn der Krankheitsverlauf diesen betrifft, wäre es allerdings tatsächlich eine Überlegung wert, das Trocknungsverfahren durchzuführen, da es augenscheinlich auch zu guten histologischen Ergebnissen führt.

5.4.3 Wäre diese neue Methode eine sinnvolle und vor allem kostengünstigere Alternative zur zum Teil gewebssalterierenden Plastination Gunther von HAGENS?

Bei der Plastinationshistologie werden die laut Protokollen von HAGENS 1979 und 1985-87 behandelten Präparate ebenfalls mit einer diamantbesetzten, wassergekühlten Trennscheiben-Säge in 200-600µm dicke Scheiben vom Block geschnitten, auf etwa 150µm dünn geschliffen, poliert, mit verschiedenen Färbemethoden angefärbt und eingedeckt (Sora et al. 2002, Sebe et al. 2005 / Feb. u. Mai). Weil kein zusätzliches Einbettmedium verwendet wird, ist das Gewebe weich und man kann es nicht gleichmäßig dünn schleifen, da durch die Beschaffenheit des Materials eine Seite dicker bleibt. Dazu kommt, daß hierbei bloß eine bis zu 40-fache Auflösung unter dem Mikroskop möglich ist (Sora et al. 2002). Histologisch erhält man bei der Plastinationstechnik keine guten Ergebnisse aufgrund von Kristallbildung in den Zellen durch chemische Einflüsse der verwendeten Materialien und ebenso kann der bei der „Forcierten Imprägnierung“ (Methode nach Hagens 1979, 1985/86, 1987 und 2007^[10]) auf das Gewebe ausgeübte Druck Zellen zerstören.

Allerdings bringt die Plastinationstechnik, wenn man diese richtig anwendet, hervorragende Exponate für makroskopische Untersuchungs- und Lehrzwecke sowie für den öffentlichen Schaubetrieb.

Bei dem von Herrn Edgar NERAT durchgeführten neuen Trocknungsverfahren benötigt man keine aufwendige Vakuumapparatur oder speziell dafür hergestellte Polymere. Zwar sintert zellreiches Gewebe aufgrund der Trocknung zusammen und die Zellen werden komprimiert und verformt, doch es kommt dabei zu keiner weiteren Zerstörung von Zellen. Weiters kann man die in Acryl-Kunstharz eingelegten Präparate auf 100µm und somit dünner schleifen. Es ist daher eine höhere Auflösung möglich, allerdings ist bei der Dünnschliff-Technik die Anwendung von Färbungen eingeschränkt.

Aufgrund der massiven Verdichtung von zellreichen Gewebe ist das neue Verfahren zur Herstellung von Trockenpräparaten für histologische Untersuchungen nur bei Exponaten mit hohem spongiösem Knochengewebes-Anteil zu empfehlen. Hierbei

erzielt man jedoch Ergebnisse, die sich durchaus mit der guten Qualität des feuchten Präparates vergleichen lassen.

Auch bei dieser neuen Methode erhält man hervorragend präparierte Exponate, die sich für die Verwendung als museale Schauobjekte sowie für makroskopische Untersuchungen eignen.

6) ANHANG

6.1 Ergebnisse „Combur – Test – Streifen“ von Roche:

Tabelle 4: Ergebnis „Combur-⁹Test-Streifen“ der Firma Roche:

	<i>in neuerer Formalinlösung</i> MN.: 5995, 14.040, 22.690, 24.223, 24.240	<i>in alter Formalinlösung</i> MN.: 4173, 12.843
○ Leukozyten	2+, ca. 75 Leukozyten	negativ
○ Nitrite	positiv	positiv
○ pH-Wert	6	6
○ Eiweiß	negativ	2+, 100 (5,5)
○ Glucose	normal	normal
○ Keton	negativ	negativ
○ Urobilinogen	normal	1+, 1 (17)
○ Bilirubin	1+	1+
○ Blut	negativ	negativ

6.2 Rezept 1: Harzmischung

15g getrocknetes Benzolperoxid

100mL Nonylphenyl-polyethylenglycolacetate

800mL MMA

Gemisch im Tiefkühlschrank aufbewahren, vor Gebrauch auftauen und nochmals rühren.

6.3 Rezept 2: GIEMSA-Färbung

Ätzen: 2 min. in 0,1% Ameisensäure

wässern in Aqua dest.

20 min. in 20% Methanol

GIEMSA-Gebrauchslösung:

20 mL GIEMSA-Lösung (Merck) frisch filtriert

80 mL frisch abgekochtes Aqua dest. (etwas auskühlen lassen)

Mischung ebenfalls filtrieren und ca. 10 min. im Brutschrank bei 60°C vorwärmen;

Giemsafärbung:

Färben der Schliffe in GIEMSA-Gebrauchslösung bei 60°C im Brutschrank für ca. 40 min. (Kontrolle im Mikroskop);

spülen in 100mL Aqua dest. + 5 gtt Eisessig;

spülen in Aqua dest. und abpressen mit Filterpapier;

Ergebnis: Kerne – blau, eosinophile Granula – rot, basophile Granula – violett, neutrophile Granula – rosa, Thrombozyten – blaßblau, Bindegewebe – blau;

6.4 Rezept 3: PARAGON-Färbung

PARAGON-Farblösung:

30% Ethanol..... 50mL

Toluidinblau O..... 0,365g

Basisches Fuchsin..... 0,135g

Alles gut mischen und pH auf etwa 10 mit 1n-NaOH einstellen. Polierte Schliffe in vorgewärmter Farblösung im 60°C Brutschrank 5-30 min. färben (Kontrolle im Mikroskop). Abspülen in Aqua dest. und mit Filterpapier abpressen.

6.5 Versuche zur Einbettung der Trockenpräparate

6.5.1 Versuch 1

1.) aufsteigende Alkoholreihe	Dauer	2.) MMA-Schritte	Dauer
96%iger Ethanol	2 Tage	1x gebrauchtes MMA	3 Tage
100%iger Ethanol	2 Tage	frisches MMA	2 Tage
Aceton-Ethanol (1:1)	1 Tag		
100%iger Ethanol	6 Tage		

Tabelle 5: Angaben zu Versuch 1

6.5.2 Versuch 2

MMA-Schritte	Dauer
1x gebrauchtes MMA	2 Tage
frisches MMA	2 Tage

Tabelle 6: Angaben zu Versuch 2

6.5.3 Versuch 3

1.) Formalin-Schritt	Dauer	2.) Wässerung	Dauer
Formalin-Lösung	7 Tage	fließendes Leitungswasser	einige Std.
3.) aufsteigende Alkoholreihe	Dauer	4.) MMA-Schritte	Dauer
40%iger Ethanol	5 Tage	1x gebrauchtes MMA	2 Tage
70%iger Ethanol	6 Tage	frisches MMA	4 Tage
80%iger Ethanol	1 Tag		
96%iger Ethanol	3 Tage		
100%iger Ethanol	3 Tage		
Aceton-Ethanol (1:1)	5 Stunden		
100%iger Ethanol	über Nacht		

Tabelle 7: Angaben zu Versuch 3

6.5.4 Versuch 4

1.) absteigende Alkoholreihe	Dauer	2.) Wässerung	Dauer
80%iger Ethanol	1 Tag	fließendes Leitungswasser	einige Std.
70%iger Ethanol	3 Tage		
40%iger Ethanol	3 Tage	3.) Quellung	Dauer
		Ammoniaklösung pH = 9	7 Tage

Tabelle 8: Angaben zu Versuch 4

6.5.5 Versuch 5

1.) Teilung der Probe		2.) MMA-Schritte	Dauer
Probe von Versuch 4 wird vor Kunstharzeinbettung geteilt;		1x gebrauchtes MMA	8 Tage
		frisches MMA	2 Tage

Tabelle 9: Angaben zu Versuch 5

6.5.6 Versuch 6

1.) absteigende Alkoholreihe	Dauer	2.) Wässerung	Dauer
80%iger Ethanol	1 Tag	fließendes Leitungswasser	einige Std.
70%iger Ethanol	1 Tag		
40%iger Ethanol	1 Tag	3.) Quellung	Dauer
		Ammoniaklösung pH = 9	4 Tage
4.) aufsteigende Alkoholreihe	Dauer	5.) MMA-Schritte	Dauer
40%iges Ethanol	1 Tag	1x gebrauchtes MMA	1 Tag
70%iges Ethanol	1 Tag	frisches MMA	1 Tag
80%iges Ethanol	5 Stunden		
96%iges Ethanol	über Nacht		
100%iges Ethanol	5 Stunden		
Aceton-Ethanol	2 Stunden		
100%iges Ethanol	über Nacht		

Tabelle 10: Angaben zu Versuch 6

6.5.7 Versuch 7

Dieser Versuch mit einem nicht-gequollenen Präparat diente bloß dem direkten histologischen Vergleich mit den vorausgegangenen Versuchen.

1.) aufsteigende Alkoholreihe	Dauer	2.) MMA-Schritte	Dauer
40%iger Ethanol	1 Tag	1x gebrauchtes MMA	1 Tag
70%iger Ethanol	1 Tag	frisches MMA	1 Tag
80%iger Ethanol	5 Stunden		
96%iger Ethanol	über Nacht		
100%iger Ethanol	5 Stunden		
Aceton-Ethanol (1:1)	2 Stunden		
100%iger Ethanol	über Nacht		

Tabelle 11: Angaben zu Versuch 7

7) ZUSAMMENFASSUNG UND SUMMARY

7.1 Zusammenfassung

Zweck dieser Studie sollte der lichtmikroskopische Vergleich zwischen der feingeweblichen Qualität des ursprünglichen Präparates mit den Resultaten des neuen Verfahrens sein. Die Ergebnisse dieser Untersuchung sollten abklären, in wie weit ein Erhalt oder eine Schädigung der museal interessanten Gewebe des jeweiligen Präparates eintritt. Das Bestreben liegt darin bereits angegriffene Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate auf eine wissenschaftlich verwertbare Weise zu retten, um diese für spätere wissenschaftliche Arbeitsverfahren sicher zu stellen.

Es wurden Weichteil-Knochen-Feuchtpräparate des pathologisch-anatomischen Bundesmuseums, welche bereits makroskopisch sichtbare Erweichungserscheinungen aufwiesen, für diese experimentelle Studie herangezogen. Von diesen ausgewählten Präparaten wurden Proben aus dem Weichteilanteil entnommen, und zur weiteren Verarbeitung in Acryl eingelegt, wobei eine genaue Dokumentation der Entnahmestelle vorgenommen wurde.

Die Exponate wurden anschließend zur Herstellung von Trockenpräparaten einer neu entwickelten Gerbungs- bzw. Mazerationsmethode unterworfen. Danach wurden Weichteil-Proben entnommen und nach einer erfolgten Quellung des getrockneten Materials einem entsprechend abgeänderten Verfahren zur Einbettung in Kunstharz unterzogen.

In weiterer Folge wurden übliche histologische Standard-Färbeverfahren angewandt. Anschließend erfolgte die Auswertung der gefärbten Präparate unter dem Lichtmikroskop hinsichtlich der Qualität vor bzw. nach Umwandlung in das Trockenpräparat.

Histotechnologisch sind die Ergebnisse der Feuchtpräparate durchgehend hervorragend, was die Frage aufwirft, ob es überhaupt notwendig ist, die durch beginnende Mazeration angegriffenen naß konservierten Präparate dem neuen Trocknungsverfahren zu unterziehen. Insbesondere da sich herausstellte, daß es z.T. zu gravierenden

Qualitätsverlusten bei sehr zellreichen Geweben nach der Trocknung kommt. In wieweit die vorausgehende Quellung des ausgedörrten Materials in Bezug auf das Erscheinungsbild des Gewebes Einfluß hat, sollten weiterführende Studien abklären.

Allerdings zeigt die histologische Untersuchung auch, daß bei jenen Exponaten mit hohem Anteil an spongiösem Knochengewebe die Qualität als gleichbleibend einzustufen ist.

Der Vorteil des überprüften Trocknungsverfahrens liegt im Gegensatz zur Plastinationshistologie darin, daß man keine aufwendige Apparatur für die Trocknung benötigt. Zwar sintert das zellreiche Gewebe zusammen und die Zellen werden komprimiert und verformt, doch es kommt dabei zu keiner weiteren Zerstörung von Zellen. Weiters kann man die in Kunstharz eingelegten Präparate dünner schleifen, es ist eine höhere Auflösung möglich. Allerdings ist bei der Dünnschliff-Technik die Anwendung von Färbungen eingeschränkt.

7.2 Summary

The aim of this study was a comparison by light microscopy of the quality of fine tissue of the original preparation and with a new conservation treatment. The interest was whether this new treatment could preserve or destroy tissue of a preparation and what extend. The ambition was to preserve already decomposing soft tissue-bone-wet preparations and secure them for further scientific research.

For this study soft tissue-bone-wet preparations, with signs of deterioration, from the „Pathologisch-Anatomisches Bundesmuseum“ were used. Samples were taken from the soft tissue of the exhibits with exact documentation of the sampling location and put into acryl for further handling.

Also the exhibits were used to make dry-preparations with the new method of maceration. Samples from soft tissue were taken, the dried material soaked and put into synthetic-resin according to modified protocols. Subsequently common histological and histopathological standard staining methods were used. The stained samples were analyzed under light microscope in reference to tissue-preservation before and after the conversion to dry-preparation.

The results showed that exhibits with a high percentage of spongy bone tissue have consistent quality in histological analysis. The results of wet-preparations are consistently positive in histotechnological analysis.

Therefore the question if putting wet-conserved exhibits, already damaged by starting maceration, through the new dry-treatment is necessary. Especially, since it was noticed that tissues with high cell-density show severe loss of tissue quality after the drying. To what extent the soaking of the dried-up samples has an influence on the appearance of the tissue is a subject for further research.

The advantage of the new method in comparison to plastination histology is that no expensive equipment is necessary for the drying. Although cell-rich tissues sinter

together there is no destruction of cells. Further the synthetic-resin preserved samples can be cut way thinner and a higher resolution can be achieved. A limitation of this thin-section method is that not all stainings can be used.

8) LITERATURVERZEICHNIS

8.1 Bücher

Aufderheide A. C.; The Scientific Study of Mummies; Cambridge University Press; First published 2003; Seiten 134-135

August C. (Red.); 100 Jahre Bestattung Wien / 100 Jahre für die Ewigkeit [1907 – 2007]; Verlag Schmid, Wien 2007

Bankl H.; Messer, Kugel, Schlinge, Gift / Die Pathologie auf den Spuren der Verbrecher; Seifert Verlag GmbH, Wien; 2. Auflage 2006; Seiten 45-47

Baumgard G., Schaub H.; Der ewige Leib / Mumien in österreichischen Sammlungen und Gräften; Verlagshaus der Ärzte, Gesellschaft für Medienproduktion und Kommunikationsberatung GmbH, Wien; 1. Auflage 2003; Seiten 25-34, 55-62

Benninghoff B. (Begr.), Drenckhahn D. (Hrsg.); Anatomie / Makroskopische Anatomie, Histologie, Embryologie, Zellbiologie; Band 1; Verlag Urban & Fischer, München, Jena; 16., völlig neu bearbeitete Auflage 2003; Seiten 93-205

Brinkmann B., Madea B. (Hrsg.); Handbuch gerichtliche Medizin 1; Springer-Verlag; Berlin, Heidelberg; 2004; Seiten 13-18, 79-170

Bucher O., Wartenberg H.; Cytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie des Menschen; Verlag Hans Huber, Bern, Stuttgart, Toronto; 11., vollständig überarbeitete Auflage 1989; Seiten 183-205

David R., Archbold R.; Wenn Mumien erzählen / Neueste naturwissenschaftliche Methoden enträtseln das Alltagsleben im Ägypten der Pharaonen; Collection Rolf Heyne GmbH & Co. KG; München 2001; Seiten 69-74

Fallert-Müller A. Dr. (Hrsg.); Lexikon der Biochemie; Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg in Elsevier GmbH, München; 1. Auflage 1999/2000 (Weltbild Sonderausgabe); Seiten 107-108, 379, 462-463

Hausner E.; Das Pathologisch-Anatomische Bundesmuseum im Narrenturm des alten Allgemeinen Krankenhauses in Wien; Verlag Ed. Hausner, Wien; 1998; Seiten 6-15

Hoffmann F.; Ägypten: Kultur und Lebenswelt in griechisch-römischer Zeit / Eine Darstellung nach den demotischen Quellen; Akademie Verlag GmbH, Berlin; 2000; Seiten 304-305

Klinke R. (Hrsg.), Silbernagl S.; Lehrbuch der Physiologie; Georg Thieme Verlag, Stuttgart; 2. neugestaltete und überarbeitete Auflage 2000; limitierte Sonderausgabe; Seiten 333, 511

Kühnel W.; Taschenatlas Histologie; Georg Thieme Verlag KG; Stuttgart, New York; 12. vollständig überarbeitete Auflage 2008

Lippert H.; Lehrbuch der Anatomie; Urban & Fischer Verlag in Elsevier GmbH, München, Jena; 7., erweiterte Auflage 2006

Netter F. H.; Atlas der Anatomie des Menschen, Gesamtausgabe Band 1-3; Urban & Fischer Verlag in Elsevier; 3., überarbeitete und erweiterte Auflage 2003 (Weltbild Sonderausgabe)

Patzak B. Dr., Faszination und Ekel, Das Pathologisch-anatomische Bundesmuseum im Wiener Narrenturm; Verlag F. Sammler, Graz 2009; Seiten 65-78, 90-99

Ráček M.; Die nicht zu Erde wurden... / Kulturgeschichte der konservierenden Bestattungsformen; unter Mitarbeit von Biedermann H. und Petzwinkler W.; Hermann Böhlau Nachf. Wien, Köln, Graz 1985; Seiten 7-10, 78-84

Ráček M.; Mumia viva / Kulturgeschichte der Human- und Animalpräparation; unter Mitarbeit von Schoberwalter W.; Akademische Druck- und Verlagsanstalt, Graz 1990; Seiten 7-20

Reiter C., Ilbeygui R., Stein C.; Synopsis und Atlas der Gerichtsmedizin; Facultas WUV, Wien; 3. überarbeitete Auflage 2007; Seiten 13-19

Roche Lexikon Medizin; herausgegeben von der Hoffmann-La Roche AG und Urban & Fischer Verlag in Elsevier GmbH, München, Jena; 5., neu bearbeitete und erweiterte Auflage 2003

Romeis B.; Mikroskopische Technik; Verlag Oldenbourg; München, Wien; 16. neubearbeitete und verbesserte Auflage 1968; Seiten 56-59, 63-68, 83-90

Romeis B. et al, Böck P. (Hrsg.); Mikroskopische Technik; Verlag Urban & Schwarzenberg; München, Wien, Baltimore; 17. neubearbeitete Auflage 1989

Romeis, Mulisch M. / Welsch U. (Hrsg.); Mikroskopische Technik; Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg; 18. Auflage 2010

Ross M. H., Rohen J. W., Lütjen-Drecoll E., Kaye G.; Atlas der Histologie / Mikroskopische Anatomie und Histologie des Menschen; Ullstein Mosby GmbH & Co, KG, Berlin, Wiesbaden; 2., vollständig überarbeitete Auflage 1995

Schünke M. et al.; Prometheus, LernAtlas der Anatomie / Allgemeine Anatomie und Bewegungssystem; Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York; 2. überarbeitete und erweiterte Auflage 2007

Schünke M. et al.; Prometheus, LernAtlas der Anatomie / Kopf, Hals und Neuroanatomie; Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York; 2. überarbeitete und erweiterte Auflage 2007

Seeler R.; Peru und Bolivien / Indianerkulturen, Inka-Ruinen und barocke Kolonialpracht der Andenstaaten; DuMont Reiseverlag; 3., aktualisierte Auflage 2006; Seiten 51-52, 160-162

Siegenthaler W., Blum H. E.; Klinische Pathophysiologie; Georg Thieme Verlag KG, Stuttgart; 9., völlig neu bearbeitete Auflage 2006; Seite 539

Sobotta, Putz R. & Pabst R. (Hrsg.); Anatomie des Menschen / Der komplette Atlas in einem Band; Allgemeine Anatomie, Bewegungsapparat, Innere Organe, Neuroanatomie; Urban & Fischer Verlag in Elsevier GmbH, München, Jena; 21. Auflage 2004 und 22. Auflage 2007

Sobotta, Welsch U. (Hrsg.); Atlas Histologie / Zytologie, Histologie, Mikroskopische Anatomie; Urban & Fischer Verlag Imprint der Elsevier GmbH, München; 7., neu bearbeitete Auflage 2005

Sobotta, Welsch U. (Hrsg.); Lehrbuch Histologie / Zytologie, Histologie, Mikroskopische Anatomie; Urban & Fischer Verlag Imprint der Elsevier GmbH, München; 1. Auflage 2003 und 2., völlig überarbeitete Auflage 2006

Steinmann W. F.; Makroskopische Präparationsmethoden in der Medizin; Georg Thieme Verlag Stuttgart, New York; 1982; Seiten 171-247

Stevens A., Lowe J.; Histologie des Menschen; Chapman & Hall GmbH, Weinheim; 2. Auflage 1997

Thews G. (Begr.), Mutschler E., Schaible, H.-G. et al.; Anatomie, Physiologie, Pathophysiologie des Menschen; Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart; 6. völlig überarbeitete und erweiterte Auflage 2007; Seiten 497-498

Veit U.; Studien zum Problem der Siedlungsbestattung im europäischen Neolithikum / Tübinger Schriften zur Ur- und Frühgeschichte Archäologie; Waxmann Verlag GmbH; Münster, New York 1996; Seite 342

Waldeyer A., Mayet A.; Anatomie des Menschen, Band 1 / Allgemeine Anatomie, Rücken, Bauch, Becken, Bein; Walter de Gruyter, Berlin, New York; 16., neubearbeitete Auflage 1993; Seiten 18-58

Welsch U. / Sobotta Lehrbuch Histologie – Zytologie, Histologie, mikroskopische Anatomie; Urban & Fischer Verlag in Elsevier GmbH, München; 1. Auflage 2003 und 2. Auflage 2006

8.2 Publikationen, Journale, Papers usw.

Augstein, R. (Hrsg.); Bestattungen / Gestörter Kreislauf; Der Spiegel 34 (1998) Seiten 160-161

Bereuter T. L., Mikenda W., Reiter C.; Iceman's Mummification – Implications from Infrared Spectroscopical and Histological Studies; Chemistry – A European Journal, Volume 3, Issue 7, pages 1032-1038, July 1997

Blum F.; Notiz über die Anwendung des Formaldehyds (Formol) als Härtungs- und Konservierungsmittel; Anatomischer Anzeiger 9 (1893) 229-231

Blum F.; Ueber Wesen und Wert der Formolhärtung; Anatomischer Anzeiger 11 (1896) 718-727

Donath K.; Die Trenn-Dünnschliff-Technik zur Herstellung histologischer Präparate von nicht schneidbaren Geweben und Materialien. – Apparate- und Methodenbeschreibung; Der Präparator 34 (1988) 197-206

Fleckinger A., Pap I. et al; Antike Welt – Zeitschrift für Archäologie und Kulturgeschichte / Faszination Mumien; Heft 05, 21.09.2007; Verlag Philipp von Zabern; Mainz am Rhein; Seiten 8-28;

Götz F.; Methylnmethacrylat für Einbettungen, Fehlermöglichkeiten und deren Beseitigung; Der Präparator 17 (1971) 83-88

Gräfe M.; Frühe Präparationen – ihre Hintergründe, ihre Techniken; Der Präparator 30 (1984) 233-237

Hagens G. von: "Heidelberger Plastinationshefter". 160 Seiten (1985/86). Anatomisches Institut der Universität Heidelberg, INF 307, 69120 Heidelberg

Hagens G. von; Plastination von emulgierenden Kunststoffen; Der Präparator 25 (1979) 43-50

Hagens G. von, Tiedemann K., Kriz W.; The current potential of plastination; Anatomy and Embryology; Springer Verlag 1987, 175:411-421

Hermann F.; Notiz über die Anwendung des Formalins (Formaldehyds) als Härtungs- und Konservierungsmittel; Anatomischer Anzeiger 9 (1893) 112-115

Herr K.; Medizinische Präparation vom Ursprung bis zur Neuzeit; Der Präparator 32 (1986) 239-246

Kaiser R. (Ed.); Compendium "Visuelle Harnanalytik mit Teststreifen", Roche Diagnostics GmbH, Mannheim 1999

Kessler R.; Farberhaltende Fixations- und Konservierungstechnik für Feuchtpräparate; Der Präparator 35 (1989) 161-170

Klemstein J.; Die Entwässerung voluminöser Organe zur Plastination unter Vermeidung von starken Schwankungen; Der Präparator 27 (1981) 169-175

Klemstein J.; Die vereinfachte Anwendung der Plastination verweslicher biologischer Präparate; Der Präparator 27 (1981) 77-82

Klemstein J.; Histologische Untersuchungen von plastinierten Hartpräparaten; Der Präparator 28 (1982a) 261-266

Klemstein J.; Vom makroskopischen Präparat zur Ultrastruktur der Zelle – über neue Möglichkeiten makroskopischer Präparate für die Licht- und Elektronenmikroskopie aufzuarbeiten; Der Präparator 28 (1982b) 305-312

Knebel R.; Plastination eines Fisches, eines Herzens und eines Schulterblattpräparates; Der Präparator 25 (1979) 51-56

Kurz H.; Die Entwicklung moderner Konservierungsmethoden; Der Präparator 24 (1978) 180-187

Meckl M.; Ursprünge der Präparationstechnik; Der Präparator (2004-2) 89-93

Sebe P., Fritsch H., Oswald J., Schwentner C., Lunacek A., Bartsch G., Radmayr C.; Fetal development of the female external urinary sphincter complex: an anatomical and histological study; The Journal of Urology; Vol. 173, 1738-1742, May 2005

Sebe P., Oswald J., Fritsch H., Aigner F., Bartsch G., Radmayr C.; An embryological study of fetal development of the rectourethralis muscle – does it really exist?; The Journal of Urology; Vol. 173, 583-586, February 2005

Sora M.-C., Strobl B., Staykov D., Traxler H.; Optic nerve compression analyzed by using plastination; Surg. Radiol. Anat. (2002) 24, 205-208

Steinmann W.; Grundzüge der Konservierung und Erhaltung organischer Objekte; Der Präparator 15 (1969) 37-41

Steinmann W.; Über die Fixierung und Konservierung in Flüssigkeit; Der Präparator 18 (1972) 3-18

Steinmann W.; Über die Injektion der Blut- und Lymphgefäße sowie über die Herstellung von Korrosionspräparaten; Der Präparator 17 (1971) 3-30

Steinmann W., Ebeling R., Goepel U.; Die Konservierung medizinischer und zoologischer Präparate in Phenoxetol; Der Präparator 21 (1975) 8-11

Stohl A.; Die Genesungsmaschinerie des Narrenturms / Kaiser Joseph II. Welt-Geist-Digitalisierungs-Automat, in: Katalog Wien Modern 2001, hrsg. von Berno Odo Polzer und Thomas Schäfer, Saarbrücken: Pfau 2001, S. 52-57

Tandler J.; Über die Konservierung anatomischer Präparate in Zucker; Der Anatomische Anzeiger 60 (1925) 62-63

8.3 Internetrecherche

^[1] <http://www.wienmodern.at/Home/ARCHIV/Publikationen/Katalog2001.aspx>

Stohl A. / „Die Genesungsmaschinerie des Narrenturms“

© Verein Wien Modern, 1030 Wien, Österreich

Verantwortlich im Sinn des Presserechts: Bernhard Kerres

besucht am: 2010-12-08, 10.50 Uhr

^[2] <http://www.wieninternational.at/de/node/23837>

Patzak B. / „Das größte Handicap der Frau ist ihre Erziehung“

erstellt am: 2010-11-10

© Compress VerlagsgesmbH & Co KG, 1080 Wien, Österreich

besucht am: 2010-11-19, 21.35 Uhr

^[3] http://www.mexiko-lexikon.de/mexiko/index.php?title=D%C3%ADa_de_los_Muertos

Projektleitung: Miguel Castro

zuletzt geändert am 2010-11-23 um 23.17 Uhr

besucht am: 2010-12-18, 19.15 Uhr

^[4] <http://text.habsburger.net/habsburger-herrscher/joseph-ii.-habsburg-lothringen>

„Joseph II.“

Schloß Schönbrunn Kultur- und Betriebsges.m.b.H., 1130 Wien, Österreich

Geschäftsführer: Mag. Dr. Franz Sattlecker, DI Dr. Wolfgang Kippes

besucht am: 2011-01-16, 13.30 Uhr

- [5] <http://www.g-o.de/dossier-376-1.html>
„Eismumien – Auf Zeitreise mit Ötzi & Co“
Scinexx - Das Wissensmagazin / Springer-Verlag, Heidelberg – MMCD NEW
MEDIA, Düsseldorf
Stand 30.11.2007
besucht am: 2011-01-10, 21.50 Uhr
- [6] <http://www.botanik.univie.ac.at/~temsche/moore.html>
„Moore“
Besitzer: Eva Maria Temsch, Botanikerin an der Universität Wien
besucht am: 2011-02-24, 16.30 Uhr
- [7] <http://www.n-tv.de/panorama/ist-ein-Junge-article175482.html>
„Das Mädchen von Windeby... ist ein Junge“
n-tv Nachrichtenfernsehen GmbH, 50679 Köln, Deutschland
Geschäftsführer Nachrichtenmanufaktur GmbH: Tilman Aretz und Hanno Hall
Panorama – Samstag, 18.03.2006
besucht am: 2011-01-16, 13.00 Uhr
- [8] http://www.lederzentrum.de/wiki/index.php/Konservierung_durch_Trocknung,_Salzen_oder_Einfrieren
„Konservierung durch Trocknung, Salzen oder Einfrieren“
Lederzentrum GmbH, 37124 Rosdorf bei Göttingen, Deutschland
Geschäftsführer: Anthony Bogacki, Jörg Rausch
Stand: 20.08. 2009 um 03.25 Uhr
besucht am: 2011-01-15, 22.50 Uhr
- [9] <http://abenteuerwissen.zdf.de/ZDFde/inhalt/1/0,1872,8063105,00.html>
„Das Rätsel um Rosalia – Die schönste Mumie der Welt“
ZDF-Abenteuer Wissen; Sendung vom 14.04.2010 (Archiv)
Autoren: Dariusch Rafiy, Bärbel Scheele
www.zdf.de; 55127 Mainz, Deutschland
besucht am: 2011-02-04, 21.12 Uhr
- [10] <http://www.plastinarium.de>
„Die Technik der Plastination“
Gubener Plastinate GmbH, 69126 Heidelberg, Deutschland
Geschäftsführer: Dr. Gunther von Hagens
besucht am: 2010-08-30, 21.24Uhr

8.4 Bildnachweis

Abbildungen 1-42 fotografiert von Nikole Ginner mit Sony Ericsson C510 Cyber-shot

Abbildungen 43-129 fotografiert von Ao.Univ.-Prof. Dr. Christian Reiter mit Nikon on100

9) TABELLEN- UND ABBILDUNGSVERZEICHNIS

9.1 Tabellenverzeichnis

TABELLE 1: Zusammensetzung des Körpers beim erwachsenen Menschen.....	48
TABELLE 2: Verteilung verschiedener Substanzen im Körper.....	48
TABELLE 3: Übersichtstabelle verwendeter Exponate	59
TABELLE 4: Ergebnis „Combur- ⁹ Test-Streifen“ der Firma Roche:.....	175
TABELLE 5: Angaben zu Versuch 1	177
TABELLE 6: Angaben zu Versuch 2	177
TABELLE 7: Angaben zu Versuch 3	177
TABELLE 8: Angaben zu Versuch 4	178
TABELLE 9: Angaben zu Versuch 5	178
TABELLE 10: Angaben zu Versuch 6	178
TABELLE 11: Angaben zu Versuch 7	179

9.2 Abbildungsverzeichnis

ABBILDUNG 1: MN.: 5995, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat	63
ABBILDUNG 2: MN.: 5995, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat	63
ABBILDUNG 3: MN.: 6257, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat	65
ABBILDUNG 4: MN.: 6257, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat.....	65
ABBILDUNG 5: MN.: 14.040, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat.....	67
ABBILDUNG 6: MN.: 14.040, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat	67
ABBILDUNG 7: MN.: 5004, Teil der Basis cranii externa / Feuchtpräparat.....	69
ABBILDUNG 8: MN.: 5004, Teil der Basis cranii externa / Trockenpräparat	69
ABBILDUNG 9: MN.: 24.223, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat.....	71
ABBILDUNG 10: MN.: 24.223, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat	71
ABBILDUNG 11: MN.: 24.240, Articulatio humeri sinistra / Trockenpräparat.....	73
ABBILDUNG 12: MN.: 24.240, Articulatio humeri sinistra / Feuchtpräparat	73
ABBILDUNG 13: MN.: 5036, Tibia sinistra / Trockenpräparat	75
ABBILDUNG 14: MN.: 5036, Tibia sinistra / Feuchtpräparat.....	75

ABBILDUNG 15: MN.: 12.762, Pes sinister / Trockenpräparat.....	77
ABBILDUNG 16: MN.: 12.762, Pes sinister / Feuchtpräparat	77
ABBILDUNG 17: MN.: 12.852, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat	79
ABBILDUNG 18: MN.: 12.852, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat	79
ABBILDUNG 19: MN.: 12.853, Articulatio humeri dextra / Feuchtpräparat	81
ABBILDUNG 20: MN.: 12.853, Articulatio humeri dextra / Trockenpräparat	81
ABBILDUNG 21: MN.: 12.869, Articulatio genus dextra / Trockenpräparat	83
ABBILDUNG 22: MN.: 12.869, Articulatio genus dextra / Feuchtpräparat	83
ABBILDUNG 23: MN.: 16.981/34, Tibia sinistra / Trockenpräparat.....	85
ABBILDUNG 24: MN.: 16.981/34, Tibia sinistra / Feuchtpräparat	85
ABBILDUNG 25: MN.: 3106, Articulatio humeri sinistra mit einer Articulatio cubiti / Feuchtpräparat.....	87
ABBILDUNG 26: MN.: 3106, Articulatio humeri sinistra mit einer Articulatio cubiti / Trockenpräparat	87
ABBILDUNG 27: MN.: 4173, Manus dextra / Trockenpräparat.....	89
ABBILDUNG 28: MN.: 4173, Manus dextra / Feuchtpräparat	89
ABBILDUNG 29: MN.: 6023, Articulatio coxae dextra / Trockenpräparat	91
ABBILDUNG 30: MN.: 6023, Articulatio coxae dextra / Feuchtpräparat	91
ABBILDUNG 31: MN.: 12.843, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat.....	93
ABBILDUNG 32: MN.: 12.843, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat	93
ABBILDUNG 33: MN.: 15.678, Pes sinister / Feuchtpräparat	95
ABBILDUNG 34: MN.: 15.678, Pes sinister / Trockenpräparat.....	95
ABBILDUNG 35: MN.: 16.770, Radius dexter / Feuchtpräparat	97
ABBILDUNG 36: MN.: 16.770, Radius dexter / Trockenpräparat.....	97
ABBILDUNG 37: MN.: 6506, Articulatio genus sinistra / Trockenpräparat	99
ABBILDUNG 38: MN.: 6506, Articulatio genus sinistra / Feuchtpräparat	99
ABBILDUNG 39: MN.: 22.690, Manus dextra / Trockenpräparat.....	101
ABBILDUNG 40: MN.: 22.690, Manus dextra / Feuchtpräparat	101
ABBILDUNG 41: MN.: 18.560/1444, Calvaria / Feuchtpräparat	103
ABBILDUNG 42: MN.: 18.560/1444, Calvaria / Trockenpräparat	103
ABBILDUNG 43: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	110

ABBILDUNG 44: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung.....	110
ABBILDUNG 45: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	111
ABBILDUNG 46: Fett- und Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung.....	111
ABBILDUNG 47: Spongöser Knochen, entzündetes Gewebe und hyaliner Knorpel; GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	112
ABBILDUNG 48: Epidermis, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung	112
ABBILDUNG 49: Knochen- und Knorpelgewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	113
ABBILDUNG 50: Epidermis mit verhorntem Plattenepithel, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	113
ABBILDUNG 51: Übersichtsbild Synovia mit Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung, 40-fache Vergrößerung	114
ABBILDUNG 52: Synovia mit Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	114
ABBILDUNG 53: Detailbild Synovia mit Entzündungszellen, GIEMSA-Färbung, 200-fache Vergrößerung	115
ABBILDUNG 54: Muskelgewebe und Sehne, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	115
ABBILDUNG 55: Rechts Blut und straffes Bindegewebe, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung	116
ABBILDUNG 56: Rechts Gefäß und Arterienwand, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	116
ABBILDUNG 57: Rechts Blut und Bindegewebe, PARAGON-Färbung, 40-fache Vergrößerung.....	117
ABBILDUNG 58: Spongöses Knochengewebe, PARAGON-Färbung, 200-fache Vergrößerung.....	117
ABBILDUNG 59: Plattenepithelkarzinom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	118

ABBILDUNG 60: Plattenepithelkarzinom, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	118
ABBILDUNG 61: Plattenepithelkarzinom, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung	119
ABBILDUNG 62: Plattenepithelkarzinom, PARAGON-Färbung und 400-fache Vergrößerung	119
ABBILDUNG 63: Tumorgewebszapfen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	120
ABBILDUNG 64: Detailaufnahme Tumor, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	120
ABBILDUNG 65: Tumor, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	121
ABBILDUNG 66: Übersicht Peripherie, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	122
ABBILDUNG 67: Sarkomzellen, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	122
ABBILDUNG 68: Sarkomzellen, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	123
ABBILDUNG 69: Übersichtsbild, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung	124
ABBILDUNG 70: Muskelfasern quer angeschnitten, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	124
ABBILDUNG 71: Übersichtsaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	125
ABBILDUNG 72: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung	125
ABBILDUNG 73: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 600-fache Vergrößerung	126
ABBILDUNG 74: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung	127
ABBILDUNG 75: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 600-fache Vergrößerung	127
ABBILDUNG 76: Übersichtsaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	128
ABBILDUNG 77: Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung	128

ABBILDUNG 78: Detailaufnahme Sarkomzellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung.....	129
ABBILDUNG 79: Großaufnahme Mitose, GIEMSA-Färbung und 600-fache Vergrößerung.....	129
ABBILDUNG 80: Übersichtsaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	130
ABBILDUNG 81: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	130
ABBILDUNG 82: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung.....	131
ABBILDUNG 83: Übersichtsbild Sarkom, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	132
ABBILDUNG 84: Tumorzellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	132
ABBILDUNG 85: Detailaufnahme Tumor, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	133
ABBILDUNG 86: Übersichtsbild, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung.....	133
ABBILDUNG 87: Tumorzellen, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	134
ABBILDUNG 88: Tumorzellen, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung	134
ABBILDUNG 89: Tumorgewebe, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	135
ABBILDUNG 90: Detailaufnahme Sarkom, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	135
ABBILDUNG 91: Sarkomzellen, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung..	136
ABBILDUNG 92: Polarisiertes Muskelgewebe, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung.....	137
ABBILDUNG 93: Polarisiertes Muskelgewebe im Detail, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	137
ABBILDUNG 94: Muskelgewebe im Detail, GIEMSA-Färbung und 100-fach Vergrößerung.....	138
ABBILDUNG 95: Osteosarkom-Gewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	139
ABBILDUNG 96: Polarisiertes Knochengewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	139

ABBILDUNG 97: Übersichtsbild Skelettmuskelbündel, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	140
ABBILDUNG 98: Detailaufnahme quer angeschnittener Muskelfasern, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	140
ABBILDUNG 99: Skelettmuskelfaserbündel im Querschnitt, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung	141
ABBILDUNG 100: Nervenbündeln in Kollagen eingebettet, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung	141
ABBILDUNG 101: Knochen- und entzündliches Gewebe, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung	142
ABBILDUNG 102: Knochen sowie Nekrose, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung	142
ABBILDUNG 103: Kollagen und Blutgefäße, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung	143
ABBILDUNG 104: Spongiöser Knochen und Nekrose, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung	143
ABBILDUNG 105: Schichtaufbau der Membran, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung	144
ABBILDUNG 106: Blasenwand, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	144
ABBILDUNG 107: Schichtaufbau der Membran, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung	145
ABBILDUNG 108: „Granulomgewebszapfen“, GIEMSA-Färbung, 100-fache Vergrößerung	146
ABBILDUNG 109: Granulom, GIEMSA-Färbung, 200-fache Vergrößerung	146
ABBILDUNG 110: Verknöcherungszone, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	147
ABBILDUNG 111: Verkalkung des Bindegewebes, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	147
ABBILDUNG 112: Übersichtsaufnahme Cutis, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	148
ABBILDUNG 113: Detailaufnahme Subcutis, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung	148

ABBILDUNG 114: „Leprom“, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	149
ABBILDUNG 115: Übersichtsaufnahme Cutis, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	150
ABBILDUNG 116: Übersichtsaufnahme Cutis, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	150
ABBILDUNG 117: Übersichtsbild mit Abszeß, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung.....	151
ABBILDUNG 118: Abszeß im Detail, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung	151
ABBILDUNG 119: Detailaufnahme Abszeß, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	152
ABBILDUNG 120: Übersichtsbild mit Abszeß, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung.....	152
ABBILDUNG 121: Detailaufnahme Abszeß, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	153
ABBILDUNG 122: Polarisationsaufnahme Abszeß, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	153
ABBILDUNG 123: Übersichtsbild Synovia, GIEMSA-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	154
ABBILDUNG 124: Detailaufnahme Synovia, GIEMSA-Färbung und 400-fache Vergrößerung.....	154
ABBILDUNG 125: Detailaufnahme Synovia, PARAGON-Färbung und 200-fache Vergrößerung.....	155
ABBILDUNG 126: Übersichtsaufnahme Epidermis, GIEMSA-Färbung und 40-fache Vergrößerung.....	156
ABBILDUNG 127: Detailaufnahme Haarwurzel, GIEMSA-Färbung und 100-fache Vergrößerung.....	156
ABBILDUNG 128: Übersichtsaufnahme, PARAGON-Färbung und 40-fache Vergrößerung.....	157
ABBILDUNG 129: Detailaufnahme, PARAGON-Färbung und 100-fache Vergrößerung	157

10) ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

Aqua dest.	= Aqua destillata – „destilliertes Wasser“
bzw.	= beziehungsweise
ca.	= circa
et al.	= et alii (Maskulinum) bzw. et aliae (Femininum) – „und andere“
MMA	= Methylmethacrylat
p.m.	= post mortem – „nach dem Tod“
u.a.	= unter anderem
v.a.	= vor allem
z.B.	= zum Beispiel
z.T.	= zum Teil

11) DANKSAGUNG

Mein herzlicher Dank gilt im Besonderen Herrn Ao.Univ.-Prof. Dr. Christian REITER, der mit unvergleichlichem Vortragsstil und liebenswürdigem Sarkasmus ein emotional schwieriges Thema wunderbar näherbringen kann und ein bereits bestehendes Interesse in wissenschaftliche Begeisterung verwandelte. Welcher diese für mich höchst interessante Diplomarbeit ermöglichte, indem er half den ersten Kontakt mit der Leitung des Narrenturms herzustellen und mich in weiterer Folge mit Engagement und einzigartiger Vermittlung von Wissen betreute.

Vielen Dank dem reizenden Team der Gerichtsmedizin für die Unterstützung im Labor.

Aufrichtigen Dank Frau Dr. Beatrix PATZAK für die Möglichkeit eine Arbeit über Narrenturm-Präparate zu verfassen und dafür, daß einige Exponate aus der einzigartigen Sammlung für diese histologische Studie zur Verfügung gestellt wurden. Ebenso ein großes Danke dem herzlichen Team im Narrenturm für die liebenswürdigen Hilfestellungen, wie auch an Herrn Edgar NERAT für wunderschön präparierte Exponate.

Mein Dank gilt ebenso Herrn Ass.-Prof. Dr. Karl GROßSCHMIDT, welcher die Bearbeitung der verschiedenen Gewebe-Proben im Labor der Histologie genehmigte und ein selbstständiges Arbeiten und Forschen zuließ. In seinem Team fühlte ich mich äußerst liebevoll aufgenommen, sehr gut betreut und man nahm sich immer Zeit, wenn ich Hilfe bedurfte.

Ein besonderes Dankeschön an Herrn Univ.-Prof. Dr. Hanns PLENK, der stets mit Rat und Tat zur Seite stand und die gemeinsam geführten Gespräche äußerst informativ und fördernd waren. Sowie Herrn Prof. Dr. Peter BÖCK welcher einen wichtigen Impuls zur Bearbeitung der Proben der Trockenpräparate setzte.

12) CURRICULUM VITAE

Name und persönliche Daten:

Nikole GINNER

Geburtsort: Amstetten

Schul- und weitere Ausbildung:

Volksschule, Hauptschule, Polytechnikum in Oberösterreich sowie begonnene

Lehre als Vergolder und Staffierer in Salzburg

Berufsleben:

Tätigkeiten in der Gastronomie, im Verkauf sowie freiwilliger Rettungsdienst

Externistenreifeprüfung:

15. März 2004 in Wien

Diplomstudium Biologie, Studiengang Anthropologie an der Universität Wien:

Beginn: Oktober 2004

Ende: März 2011