

### **3 Eigene Untersuchungen**

#### **A Material und Methodik**

##### **3.1 Patienten und Untersuchungsmaterial**

Von insgesamt **49** untersuchten Katzen handelte es sich um 26 Perser- und 18 Hauskatzen sowie 5 Schädelpräparate verschiedener Katzenrassen. Die Untersuchungen erfolgten sowohl in unserem Institut für Veterinär-Anatomie der Freien Universität Berlin als auch an der Veterinärmedizinischen Universität in Wien (im Klinischen Departement für bildgebende Diagnostik, Infektionskrankheiten und Labormedizin sowie im Department für Pathobiologie, Anatomie der Veterinärmedizinischen Universität Wien, VUW) und in der Tierärztlichen Gemeinschaftspraxis Dr. Matzke und Partner in Fürstenwalde bei Berlin.

Insgesamt **10** der 49 Tiere wurden für das **Vorstudium** verwendet (Tab. 8 im Anhang). Dabei handelte es sich um 5 Schädelpräparate (Nr. 1-5) aus dem Departement für Pathobiologie (Anatomie) der Veterinärmedizinischen Universität Wien (im Folgenden als Anatomie; VMU Wien bezeichnet), die für das computertomographische Knochenstudium herangezogen wurden. Sie dienten der anatomischen Vororientierung über knöcherne Strukturen im CT-Bild. Ferner wurden in unserem Institut von 2 tiefgefrorenen Hauskatzenköpfen (Nr. 6 und 7) konventionelle Ausgüsse mit Technovit (Nr. 6) und Tensolzement (Nr. 7) angefertigt. Dies diente der Erprobung und Erlernung der Methodik, damit diese für die „wertvolleren“ Tiere, von denen auch ein CT-Datensatz angefertigt wurde, reibungslos übernommen werden konnten. Des Weiteren wurde an 3 Köpfen gerade erst verstorbener Hauskatzen (Nr. 8-10) die Nasenhöhle, deren Nebenhöhlen sowie die ableitenden Tränenwege zum Zwecke des Anatomiestudiums präpariert.

Die in den anschließenden **Hauptstudien** untersuchten **39** Tiere sind in Tabelle 9 im Anhang aufgelistet. Sie zeigt unter der Fußnote "1", dass **13** der 39 Katzen lebend (in Narkose) computertomographisch untersucht werden konnten. Es handelte sich hierbei um 4 Hauskatzen (Nr. 11, 14, 19, 20) und 9 Perserkatzen (Nr. 24 und 42-49). Von den 4 Hauskatzen wurden bei Nr. 11 und 14 nach der CT- Untersuchung ohne Kontrastmittel (Nativ-CT) noch zusätzliche Kontrastmittelstudien (Kontrast-CT) angefertigt. Bei 4 der 9 Perserkatzen (Nr. 42, 43, 45, 46) war dies ebenfalls der Fall. Die Kontrastmittelapplikation erfolgte ausschließlich aufgrund einer medizinischen Indikation (Otitis media, Tumorabklärung, Nierenuntersuchungen). Die Indikationen für eine Narkose mit anschließender Computertomographie waren bei den drei Tieren (Nr. 11, 14, 24) aus dem Klinischen Departement für Bildgebende Diagnostik, Infektionskrankheiten und Labormedizin in Wien (im Folgenden als Röntgenologie, VMU Wien bezeichnet) eine Otitis media, neurologische Probleme sowie einseitiger Nasenausfluss (Tab. 9 im Anhang, Fußnote "2"). Die Tiere in Fürstenwalde (Nr. 19, 20, 42-49; Tab. 9 im Anhang, Fußnote "5") kamen aus Gründen der Zahnsteinentfernung, Ganzkörperschur oder einer Kastration in die Tierärztliche Gemeinschaftspraxis Dr. Matzke und Partner. Hier wurden die Katzen in Narkose gelegt und konnten bei dieser Gelegenheit für die computertomographische Untersuchung zur Verfügung stehen. Mit dem Tierschutzbeauftragten des Fachbereiches Veterinärmedizin PD Dr. Rainer Struwe, Institut für Tierschutz, Tierverhalten und Labortierkunde der Freien Universität Berlin wurde zu allen Fragestellungen abgeklärt, ob ein Tierversuch anzumelden ist oder nicht. Demnach handele es sich bei den CT-Untersuchungen nicht um einen Tierversuch, da für die Narkose eine medizinische Indikation

bestand, und es nicht um einen Eingriff gehe, der mit Schmerzen, Leiden oder Schäden verbunden war.

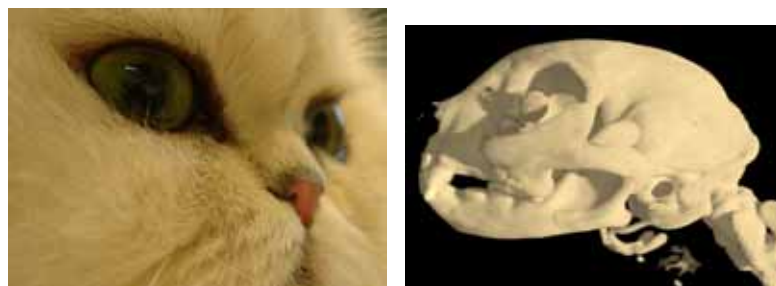
Insgesamt **4** der 39 Katzen wurden in der Röntgenklinik der VMU nach erfolgter Euthanasie (Tab. 9 im Anhang, Fußnote "3") computertomographisch untersucht. Dabei handelte es sich um 2 Hauskatzen (Nr. 12, 13) und 2 Perserkatzen (Nr. 27,28). Die Katzen wurden mit Ausnahme von "Andy" (Nr. 12) nicht aufgrund von pathologischen Veränderungen an der Nase oder im Bereich der ableitenden Tränenwege eingeschläfert, sondern hatten andere medizinische Indikationen.

Die verbleibenden **22** Katzen waren tiefgefroren (Tab. 9 im Anhang, Fußnote "4") und wurden in unserem Institut gesammelt. Dieser Bestand konnte durch die Nutzung des Archivs der Anatomie der VMU Wien noch erweitert werden. Bei 7 der 22 Katzen handelte es sich um Hauskatzen (Nr. 15-18 und 21-23). Die übrigen 15 Katzen gehörten der Rasse der Perserkatzen an (Nr. 25, 26, 29-41).

### **3.1.1 Einteilung der Perserkatzen in Kategorien**

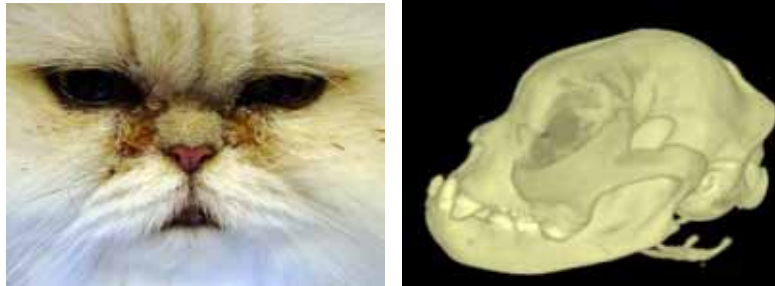
Die Perserkatze stellt im Vergleich zur Hauskatze durch ihren verkürzten Gesichtsschädel und den rassespezifischen Strukturmerkmalen eine besondere klinische Herausforderung dar. Jedoch zeigt sie innerhalb der Rasse ein sehr unterschiedliches phänotypisches Erscheinungsbild. Die Brachyzehalie und damit die Verkürzung des Gesichtsschädels sind je nach Verantwortungsbewusstsein des Züchters verschieden stark ausgeprägt. Um gezieltere Aussagen zu strukturellen Besonderheiten der Perserkatze machen zu können, wurden in dieser Arbeit die 26 Perser der Hauptstudien in vier unterschiedliche Kategorien der Brachyzehalie eingeteilt. Diese ergaben sich zum einen aus dem äußeren Erscheinungsbild (linkes Foto) und zum anderen aus der Form des Schädels (rechtes Foto). Letzterer lies sich entweder als 3D-Modell aus dem CT-Datensatz errechnen oder konnte durch Mazeration ermittelt werden. Es wurden folgende Kategorien festgelegt:

**Kategorie I** = eine für eine Perserkatze mit **gut ausgeprägter äußerer Nase** und **länglichem Hirnschädel, mit geringem oder fehlendem Vorbiss** (stellvertretend linkes Bild: Perser "Träumer" Nr. 45 und im rechten Bild: Perser Nr. 35)



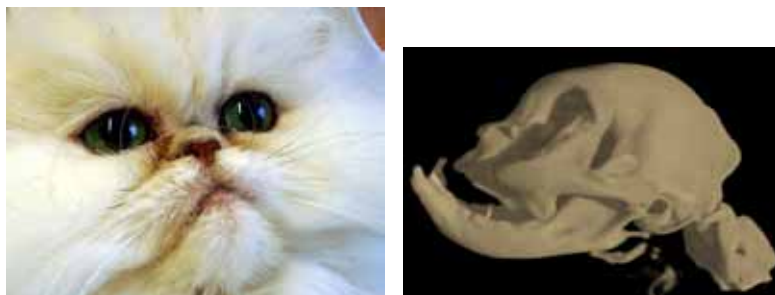
In die **Kategorie I** wurden insgesamt 4 Perserkatzen klassifiziert: Nr. 25 (Persermix); Nr. 35; Perser "Träumer" (Nr. 45); Perser "Angy" (Nr. 49)

**Kategorie II** = deutliche **Verkürzung des Gesichtschädels**, v. a. der Nase mit einem **kurzen runden, auch apfelkopffähnlichen Hirnschädel**, **leichter Vorbiss** (stellvertretend im linken Bild: Perser "Ebby" Nr. 44 und im rechten Bild: Perser "Smokie" Nr. 27)



In die **Kategorie II** wurden insgesamt 15 Perserkatzen klassifiziert:  
 Perser "Nicki" (Nr. 24); Nr. 26; Perser "Smokie" (Nr. 27); Perser "Angelo"  
 (Nr. 28); Nr. 29; Nr. 30; Nr. 31; Nr. 32; Nr. 33; Nr. 34; Nr. 36; Nr. 37; Nr.  
 38; Perser "Lady" (Nr. 43); Perser "Ebby" (Nr. 44)

**Kategorie III** = deutliche **Verkürzung des Gesichtschädels**, **ausgeprägter Stopp**, kurzer Hirnschädel, **starker Vorbiss**, die Nasenspitze liegt in gleicher Höhe wie eine gedachte Linie, die beide unteren Augenlider miteinander verbindet (stellvertretend im linken Bild: Perser "Elli-May" Nr. 48 und im rechten Bild Perser Nr. 39)



In die **Kategorie III** wurden insgesamt 6 Perserkatzen klassifiziert:  
 Nr. 39; Perser "Schatzi" (Nr. 42); Nr. 41; Perser "Fiona" (Nr. 46); Perser  
 "Happy" (Nr. 47); Perser "Elli-May" (Nr. 48)

**Kategorie IV** = **extreme Variante der Kategorie III, Nasenbein (Os nasale) fast nicht mehr vorhanden**, „peke-faced“-Standard der USA, extreme Verkürzung des Gesichtsschädels, hier liegt die Nasenspitze über der gedachten Linie, die beide unteren Augenlider miteinander verbindet (stellvertretend im linken Bild: Perser "Loui"<sup>1</sup> und im rechten Bild: Perser Nr. 40)



In die **Kategorie IV** wurden zwei Perserkatze klassifiziert: Nr. 40 und Perser Loui

### **3.2 Methodik**

Mit Ausnahme der Hauskatzen Nr. 21-23 und der Perserkatze Nr. 41 wurde bei allen Tieren der Hauptstudien zuerst die Computertomographie als Standarduntersuchungsmethode angewandt. Die entstandenen Bilder wurden nach einem standardisierten Untersuchungsschema interpretiert und die Strukturen im CT-Bild durch weiterführende Methoden bestätigt. Als Folgeuntersuchungen kamen hierbei konventionelle und virtuelle Ausgüsse der ableitenden Tränenwege und der Nasennebenhöhlen, die Mazeration und Präparation sowie die Plastinations- und PEG- Technik zum Einsatz.

Von den 39 untersuchten Tieren (insgesamt 26 Perserkatzen und 13 Hauskatzen) der Hauptstudien waren 23 nasengesund (15 Perserkatzen, 8 Hauskatzen). Die anderen 16 Tiere (davon 5 Hauskatzen, 11 Perserkatzen) zeigten Veränderungen in der Nasenhöhle oder deren Nebenhöhlen, die in Tabelle 9 im Anhang aufgelistet sind.

#### **3.2.1 Computertomographische Darstellung**

Die computertomographischen Untersuchungen wurden einerseits an der Veterinärmedizinischen Universität in Wien (Röntgenologie, VMU Wien) und andererseits in der Tierärztlichen Praxisgemeinschaft Dr. Matzke und Partner (GbR) in Fürstenwalde bei Berlin durchgeführt. In Wien wurde ein HiSpeed DX/i Plus (General Electric) Scanner und in Fürstenwalde ein Tomoscan M/EG/Compact (Philips Medical Systems) zur Akquirierung der CT-Bilder genutzt. Aus der Tabelle 9 im Anhang wird unter der Fußnote "2" bzw. "5" die Lokalität der CT-Untersuchungen ersichtlich.

Die **Lagerung der Patienten** erfolgte im August und Anfang September 2002 in der Röntgenologie der VMU in Wien zunächst entsprechend dem Vorgehen beim Hund von

<sup>1</sup> Perser "Loui" gehört nicht direkt zum Patientenkollektiv der Dissertation, da an ihm keine Untersuchungen durchgeführt werden konnten. Er zeigt jedoch eine starke schnarchende Atmung, hochgradigen Augenausfluss und das äußerlich typische Erscheinungsbild eines „Extrem-Persers“.

HENNINGER und PAVLICEK (2001) sowie LOSONSKY et al. (1997). So wurde der harte Gaumen symmetrisch in Brust-Bauchlage parallel zum CT-Tisch positioniert, was einem perpendicularen Strahlengang auf das Os palatinum entspricht. Die Schichtdicke betrug 1mm. Da das Ergebnis bei der Katze im Vergleich zu dem des Hundes unbefriedigend war, wurde ab September 2002 der Strahlengang ebenfalls 90° auf das Os nasale projiziert und schließlich für alle folgenden Untersuchungen übernommen (HENNINGER und NÖLLER, 2005).

Der **Untersuchungsgang** erfolgte vorerst in Anlehnung an den Leitfaden von HENNINGER und PAVLICEK (2001). Zur Darstellung der Nasen- und Nasennebenhöhlen wurde dabei der Bereich vom kaudalen Rand der Stirnhöhle bis zur Nasenspitze gewählt. Allerdings muss bei der Katze die Ausdehnung der Keilbeinhöhle beachtet – und auch vollständig mit in die CT-Untersuchung aufgenommen werden. Bei allen Untersuchungen der Vor- und Hauptstudien waren die Strahlenschutzbestimmungen zu beachten.

Nach den ersten aufgenommenen CT-Serien, die noch alle im perpendicularen Strahlengang auf das Os palatinum ausgerichtet wurden, zeigte sich, dass die Bilder auch bei einer Schnittdicke von nur 1mm, unscharf waren (vgl. Textabb. 14). Aus diesem Grund wurde im Anschluss an die CT-Untersuchung jede CT-Serie knochenbetonend, „kantenanhebend“ und artefaktunterdrückend rekonstruiert. Der angewendete **Rekonstruktionsalgorithmus** war anfangs der "Performance" –Modus, da er bei lebend rekonstruierten Tieren die besten Ergebnisse erbrachte. Bei den tiefgefrorenen Präparaten zeigten sich jedoch Artefakte, sodass später der "Edge"-Algorithmus Anwendung fand. Insgesamt hat sich die nachträgliche Verwendung von knochenbetonenden, kantenanhebenden und artefaktunterdrückenden Rekonstruktionsalgorithmen bewährt und wurde somit für die folgenden CT-Untersuchungen übernommen.



**Textabb. 14:** Gegenüberstellung dreier CT-Bilder des gleichen Tieres (Perser „Nicki“ Nr. 24) im Knochenfenster, jeweils auf derselben Schnitthöhe kurz vor der Lamina cribrosa des Siebbeins. Man beachte die Darstellung ganz links im gescannten DETL-Algorithmus (Detail, GE-Gerät Wien) im Vergleich zur deutlichen Muscheldarstellung in der Mitte und rechts, die jeweils im PFRM-Algorithmus (Performance, Knochenbetonend, Kanten anhebend, Artefakt- unterdrückend) aus der DETL-Serie rekonstruiert wurden. Bei der Darstellung ganz rechts wurde außerdem das display-field-of-view (DFOV) auf 7cm verkleinert und dadurch eine Vergrößerung der Strukturen ohne größeren Qualitätsverlust erreicht.

### **3.2.1.1 Untersuchungen der narkotisierten bzw. euthanasierten Patienten**

In der Röntgenologie der VMU in Wien wurden, wie aus Tabelle 9 im Anhang (Fußnote "1" und "2") hervorgeht, drei der insgesamt 13 Katzen lebend untersucht. Dabei handelte es sich um die Hauskatze „TSV“ (Nr. 11), die Hauskatze „Merlin“ (Nr. 14) und die Perserkatze „Nicki“ (Nr. 24). Die Anästhesie erfolgte nach einem an der Veterinärmedizinischen Universität Wien gebräuchlichen Narkoseprotokoll. Vor jeder Narkose wurden die Tiere klinisch und hämatologisch untersucht und ein Venenverweilkatheter appliziert. Einzelheiten der **Narkose** (Anästhesistin: Tierärztin Silja Winnisch) und der Untersuchung der Tiere sind in der Tabelle 10 im Anhang aufgelistet. Die Kontrastmittelgabe erfolgte als Bolus mittels Kontrastmittelinjektor.



**Textabb. 15:** Abbildung des CT-Gerätes in Wien mit Narkosevorrichtung und Kontrastmittelinjektor.

Zehn der 13 lebenden Katzen wurden in der Tierärztlichen Praxisgemeinschaft Dr. Matzke und Partner (GbR) in Fürstenwalde bei Berlin computertomographisch untersucht. Zur Beurteilung der Narkosefähigkeit erfolgte bei jedem Tier eine klinische Allgemeinuntersuchung mit anschließender Applikation eines Venenverweilkatheters. Einheitlich erhielten alle Tiere, je nach Gewicht, als Prämedikation Acepromacin und Ketamin, sowie für die Narkoseerhaltung Xylazin und Ketamin per intravenöser Injektion (Anästhesistin: Alice Walter). Alle Angaben zum Patienten, zur Narkose und zum Narkoseverlauf wurden in ein standardisiertes Narkoseprotokoll eingetragen. Vier Perserkatzen erhielten nach dem Nativ-CT eine intravenöse Kontrastmittelapplikation (Conray®) und wurden sofort erneut computertomographisch untersucht.

Wie unter Punkt 3.1. bereits erwähnt, wurden ferner 4 der insgesamt 39 Katzen kurz nach der aus medizinischen Gründen zwingend erforderlichen Euthanasie in Wien computertomographisch untersucht (Nr. 12, 13, 27, 28; vgl. Tab. 9 im Anhang). Da die computertomographische Darstellung bei diesen Tieren etwa der Darstellung von tief in Narkose liegenden Tieren entsprach, werden sie an dieser Stelle mit aufgeführt.

Der computertomographische Untersuchungsablauf in Narkose (bzw. nach Euthanasie) gestaltete sich folgendermaßen:

- 1 **Narkose** (bzw. Euthanasie)
- 2 **Lagerung** auf dem CT-Tisch
- 3 **Scout- view** (Topogramm, Pilot) in zwei Ebenen (dorsoventral und laterolateral)
- 4 **transversaler Nativ-CT-Scan**
- 5 **transversaler Kontrast-CT-Scan** (bei den entsprechenden Tieren)
- 6 **Bildrekonstruktion** mit knochenbetonendem, kantenanhebendem und artefakt-unterdrückendem Algorithmus
- 7 ggf. **Multiplanare Reformation (MPR)**
- 8 **Beurteilung** der Bilder nach einem entsprechenden Untersuchungsschema (siehe Bildinterpretation Punkt 3.2.1.4)
- 9 **ggf. 3D- Visualisierung** der Nasen- und Nasennebenhöhlen und des Schädels

### **3.2.1.2 Untersuchungen am tiefgefrorenen Tiermaterial**

Ebenfalls in der Röntgenologie der VMU in Wien wurden 18 der 22 tiefgefrorenen Katzenköpfe computertomographisch untersucht (vgl. Tab. 9 im Anhang). Bei diesen Tieren wurde mit Ausnahme der Narkose genau so wie bei den narkotisierten Tieren (Punkte 2 bis 8) vorgegangen. Zusätzlich erfolgten die unten aufgeführten Maßnahmen 10 bis 13:

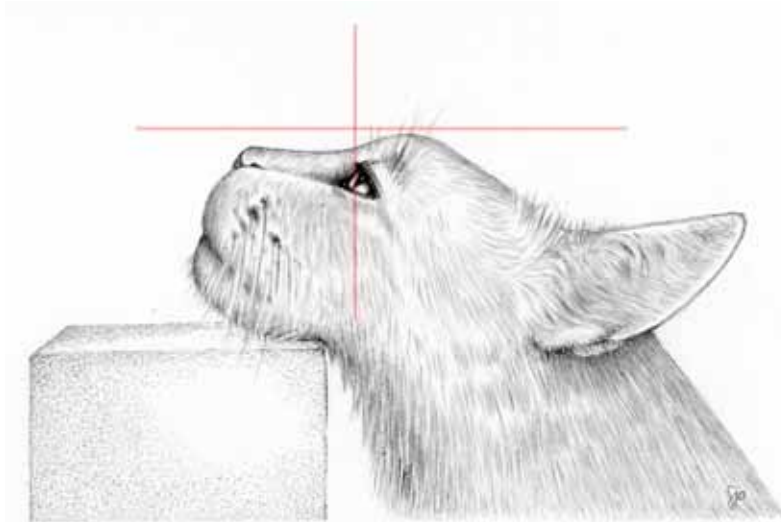
- 10 **Folgeuntersuchungen** entweder
  - a. **kontrastmittelhaltige Silikoninjektion in die ableitenden Tränenwege** oder
  - b. **Mazerations- Kunststoffausgussverfahren der Stirnhöhlen** oder
  - c. **Plastination** oder
  - d. **Mazeration**
- 11 **3D- Visualisierung** der ableitenden Tränenwege, der Nasennebenhöhlen und des Schädels
- 12 **Vergleich** der 3D-Modelle mit den konventionellen Ausgüssen
- 13 **Abschließende Beurteilung und Vergleich** der CT-Datensätze mit den Präparaten aus den Folgeuntersuchungen

### **3.2.1.3 Technische Durchführung der CT-Untersuchung**

Die Katzen wurden symmetrisch in **Brust-Bauchlage** mit den Vorderbeinen in Richtung Röhrengehäuse (Gantry) auf dem CT-Tisch positioniert<sup>1</sup>. Anfangs wurde der Strahlengang senkrecht auf den harten Gaumen gerichtet. Da das Ergebnis bei der Katze im Vergleich zum Hund unbefriedigend war, wurde alternativ der Strahlengang 90° auf das Os nasale projiziert und bei allen folgenden CT-Untersuchungen angewandt.

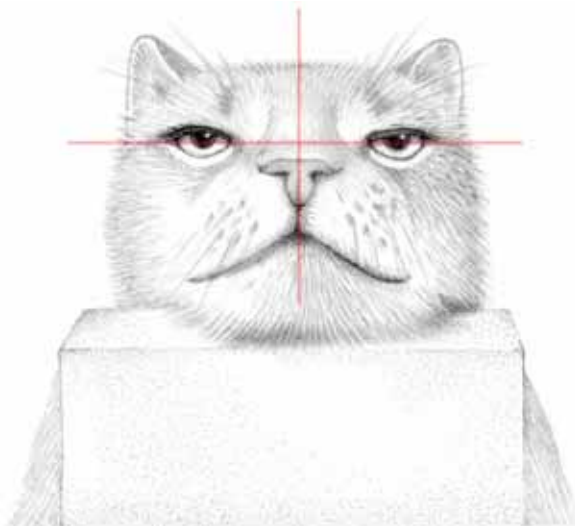
<sup>1</sup> Bei tiefgefrorenen abgesetzten Katzenköpfen bot es sich teilweise an, die isolierten Köpfe auf dem Nasenrücken liegend zu lagern. Auf diese Weise konnte der Kopf stabiler gelagert werden und eine Darstellung von 90° auf das Os nasale war ohne Gantryneigung möglich. Diese Lagerungstechnik läßt sich allerdings aufgrund der Überstreckung des Halses nicht auf die Untersuchung lebender Tiere übertragen.





**Textabb. 16:** Lagerung der Katzen im CT parallel zur Lamina cribrosa, was etwa dem neu entwickelten Strahlengang von 90° auf das Os nasale entspricht.

Wie aus den Textabbildungen 16 und 17 hervorgeht, wurde für diesen neu entwickelten **Strahlengang** der Kopf der Katze genau so ins Fadenkreuz positioniert, dass dabei die Augen des Tieres in der transversalen Ebene und die Nase mit der Körpermedianen ausgerichtet waren. Das Nasenbein wurde so gelagert, dass auch ohne Gantryneigung ein Strahlengang von 90° erreicht werden konnte.



**Textabb. 17:** Exakt symmetrische Ausrichtung des Kopfes anhand des Fadenkreuzes im Zentrum des CTs.

Als "Kopfstütze" hat sich die Verwendung von Styropor als optimal herausgestellt, da sich dieses Material nicht im CT-Bild darstellt und deshalb auch in folgenden 3D-Animationen unsichtbar blieb.

Zu Beginn der Untersuchung stand die digitale Erstellung zweier so genannter **Topogramme** (Scout view, Pilot) des Kopfes in 2 Ebenen (laterolateral und dorsoventral). Anhand dieser Topogramme konnte die Katze solange auf dem CT-Tisch positioniert werden, bis sie vollkommen symmetrisch und ohne Achsenverkipfung auf dem Tisch lag. Am finalen Scout wurden nun mit Hilfe von Schnittlinien und Rastern die Schichten eingeteilt, der Untersuchungsumfang geplant sowie die Neigung der Schnittebene gewählt.

Aus Tabelle 11 im Anhang geht hervor, welche **Aufnahmeparameter** vor dem Abtastvorgang eingestellt wurden. Sie variierten in Abhängigkeit des Gerätes und durch die anfangs unterschiedliche Neigung der Schnittebene von 90° auf den harten Gaumen und 90°



auf das Os nasale. Die mAs-Angaben (Röhrenstromstärke) ergaben sich aus der Leistung der Röntgenröhre des verwendeten Gerätes.

Nach der Nativ-Untersuchung erfolgte in einigen Fällen (siehe Punkt 3.2.1.1) eine **Kontrastmitteluntersuchung**, wobei das Kontrastmittel über einen Venenverweilkatheter appliziert wurde. Zum Einsatz kamen hierbei beispielsweise das nierengängige, niederosmolare, nichtionische Iopamidol (Jopamiro® 300, Gerot, Wien, in Lizenz der Fa. Bracco, Mailand/Italien) in einer Dosierung von 2ml/kg Körpermasse. Die Applikation erfolgte in Wien mittels Kontrastmittelinjektor (Medrad® Multi-Level Power-Injektor) und wurde vom CT-Bedienpult aus gesteuert. Nach der Befüllung des Injektors mit bis zu 199ml eines körperwarmen Kontrastmittels konnte dies in Form eines Bolus auf einmal gegeben werden. Über einen Schlauch, der über einen Dreiwegehahn mit dem Venenverweilkatheter des Patienten verbunden war, gelang so ein erhöhter Einstrom in die Blutbahn. In Fürstenwalde erfolgte die Kontrastmittelapplikation per Hand und zügig intravenös.

#### **3.2.1.4 Bildinterpretation**

Vor der Bildinterpretation wurden die Rohdatensätze zur Anhebung der Kanten und Hervorhebung der knöchernen Strukturen rekonstruiert. So konnte aus der aufgenommenen Weichteilaufnahme im Detail-Rekonstruktionsalgorithmus der Bone-, Edge- oder Performance-Algorithmus nachträglich für die Bildbeurteilung im Knochenfenster errechnet werden.

Bei den CT-Serien, die von Tieren stammten, die noch für die Plastination verwendet werden sollten, erfolgte direkt im Anschluss an die transversal aufgenommene CT-Serie eine **Multiplanare Reformation** (= MPR; aus den erstellten transversalen Schnittbildern werden sagittale und dorsale Schnittbilder reformiert). Sie war unabhängig vom Rohdatensatz und errechnete sich im Anschluss an die Untersuchung aus der entsprechenden CT-Serie.

Jede CT-Untersuchung (in Wien und in Fürstenwalde) fand im Rahmen einer klinischen Befunderhebung (nicht in einer "Laboratoriumsuntersuchung") statt und wurde **protokolliert**. Das Protokoll (siehe letzte Seite im Anhang) enthält je nach Individuum die Daten des Besitzers (Name, Adresse, Telefonnummer), die Tierdaten (Name, Alter, Rasse, Geschlecht, Farbe, Gewicht, Chipnummer), die Anamnese, die Angaben zur klinischen Allgemeinuntersuchung, den Behandlungsgrund und Vereinbarungen (Kontrastmittelindikation), die Untersuchungsdaten (Datum, Ort, Klinik- bzw. Praxisnummer, Lebend- oder Toduntersuchung) sowie aufgenommene CT-Serien und die entsprechenden Aufnahmeparameter.

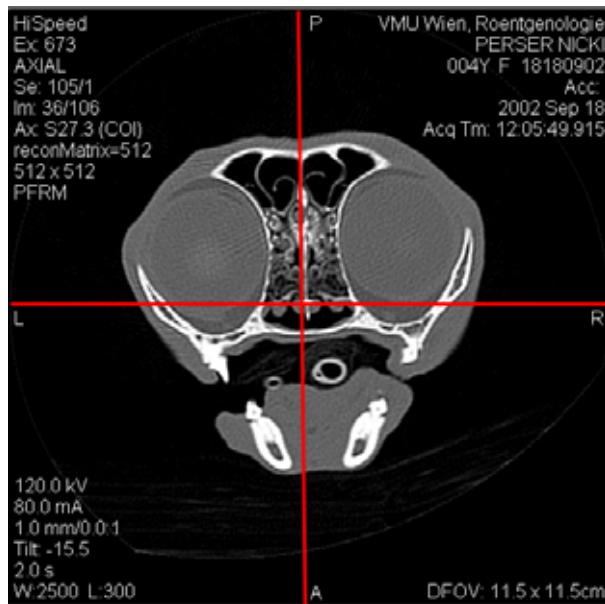
Die Befundung der CT-Bilder erfolgte mit dem Programm eFILM Workstation™ (Merge, eFILM). Die akquirierten Bilder enthielten außer der eigentlichen CT-Aufnahme wichtige Angaben, die als Bildinformation in den vier Quadranten beschriftet waren:

Der **linke obere** Quadrant enthält:

CT-Gerät, Untersuchungsnummer, Schnittführung, Seriennummer, Bildnummer  
Tischposition, Matrix, Rekonstruktionsalgorithmus

Der **linke untere** Quadrant enthält:

Aufnahmeparameter (kV, mA), Schicht in mm, Röhren(Gantry)neigung, Umlaufzeit, Window width und Window level (= Fensterweite und Fensterlage)



**Textabb. 18:** Einteilung des CT-Bildes in Quadranten zur Dokumentation der Aufnahmeparameter in Bild-, Patienten- und Systeminformation.

Der **rechte obere** Quadrant enthält:

Untersuchungsort, Patientendaten (Rasse, Name, Geschlecht, Alter) PAT-Archivnummer, Untersuchungsdatum, Untersuchungszeit

Der **rechte untere** Quadrant enthält:

display field of view in cm

Des Weiteren ist aus den Seitenmarkierungen ersichtlich, wo sich die R = rechte, L = linke, A = untere und P = obere Seite des Patienten befindet.

Die CT-Bilder wurden einerseits unter anatomischen und andererseits unter klinischen Gesichtspunkten ausgewertet. Dabei stellte die anatomische Beurteilung die Grundlage für die folgende klinische Beurteilung dar.

Grundlage der **anatomischen Beurteilung** der Strukturen waren die Nomina Anatomica Veterinaria (NAV, 2005), die Illustrated Veterinary Anatomical Nomenclature (SCHALLER, 1992) und die orientierende Vorabpräparation. Besonderes Augenmerk wurde bei der anatomischen Auswertung auf die Darstellbarkeit, die Ausbildung und den Lagebezug zu Zähnen im Oberkiefer folgender Strukturen gelegt:

- 1 Die ableitenden Tränenwege der Haus- und Perserkatze im Vergleich
- 2 Die Nasennebenhöhlen (Sinus frontalis, Sinus sphenoidalis und Recessus maxillaris) und deren Zugänge von Haus- und Perserkatze im Vergleich
- 3 Die individuelle Ausprägung der nasalen Muscheln<sup>1</sup>, Nasengänge und des Siebbeins beider Rassen

Das Beurteilungsschema für die **klinische Bildinterpretation** wird beispielhaft im Ergebnisteil bei den Katzen: "Schatzi" (Nr. 42) und "Andy" (Nr. 12) angewendet. Die Fenstereinstellung für die Knochenbeurteilung der CT-Bilder wurde standardisiert und betrug für die Fensterweite (Window width) 2500 und die Fensterlage (Window level) 50. Das Beurteilungsschema sieht wie folgt aus:

<sup>1</sup> Es wird bewusst der Begriff „nasale Muscheln“ für sämtliche Muscheln der Nasenhöhle verwendet. Der Begriff „Nasennuscheln“ bezieht sich streng genommen nur auf Conchae nasales, also laut (NAV, 2005) nur auf die dorsale, mittlere und ventrale Nasennuschel.

### **Beurteilung der Region der Nasen- und Nasennebenhöhlen:**

- 1 Beurteilung im Knochenfenster (WW 2500; WL 50):
  - 1a) Symmetrie der Nasenmuscheln im Seitenvergleich
  - 1b) Nasenseptum (Symmetrie, Verkrümmung?)
  - 1c) Luftwege, luftgefüllte Strukturen, Nasenschleimhaut und nasale Schwellkörper, Knochendichte, Verschattung/Schwellung (Größe, Form, Lage, Dichte)
  - 1d) Pneumatisierung und Wandkontur der Nasennebenhöhlen (Verschattung/Schwellung?)
  - 1e) Destruktionen der Nasenkapsel (begrenzende Knochen)
  - 1f) Zähne
- 2 Beurteilung im Weichteilfenster ("Head Neck": WW 350 WL 90):
  - 2a) Weichteildichte Verschattung/Schwellung (Größe, Form, Lage, Dichte)
  - 2b) Regionale Lymphknoten
- 3 Beurteilung im Weichteilfenster mit Kontrast („Head Neck“: WW 350 WL 90):
  - 3a) Weichteildichte Verschattung/Schwellung (Größe, Form, Lage, Dichte)
  - 3b) Regionale Lymphknoten

### **3.2.2 Mazeration und Präparation**

Die Ergebnisse der Frischpräparation der Vorstudien sind im Bildband dokumentiert (vgl. Abb. 17 bis 19) und dienen unter anderem als Vorlage für die anatomischen Zeichnungen. Alle euthanasierten Tiere, die nach der CT- Untersuchung nicht zu weiteren Untersuchungen (Plastination oder Ausgusspräparatherstellung) verwendet werden konnten, wurden mazeriert. Dies erfolgte einerseits in Zusammenarbeit mit der Anatomie der VMU in Wien biologisch, unter der Verwendung von *Dermestes maculatus* larvae und andererseits chemisch in unserem Institut. Im Anschluss an die Mazeration erfolgte zur Muschelbeurteilung eine mediane Durchtrennung des Schädelpräparates mit Eröffnung der Stirnhöhlen und der Freilegung der knöchernen Bestandteile der ableitenden Tränenwege. Alle Präparate konnten so zur anatomischen Orientierung mit den vorliegenden CT-Serien verglichen werden.

### **3.2.3 Darstellung der ableitenden Tränenwege**

In der vorliegenden Arbeit wird ein besonderer Schwerpunkt auf die Darstellung der ableitenden Tränenwege (präparatorisch, zeichnerisch, computertomographisch und dreidimensional) gelegt.

Zur bildlichen Darstellung des Tränenapparates bei der Katze wurde wie folgt vorgegangen:

- 1 Präparation von Katzenköpfen zur Orientierung und Erstellung von Zeichnungen zu den ableitenden Tränenwegen (siehe Textabbildung 10 und 11 S. 33 und 35)
- 2 Nativ-CT-Untersuchung
- 3 Silikonausgüsse mit enthaltenem Röntgenkontrastmittel (BaSo<sub>4</sub>) an drei Tieren (Hauskatze Nr. 18, Perser Kategorie II Nr. 36, Perser Kategorie IV Nr. 40; vgl. Tab. 9 im Anhang) mit anschließender CT-Untersuchung in Anlehnung an die CT-DCG
- 4 Erstellung von drei 3D-Modellen auf der Grundlage der Kontrastmittelstudien im CT
- 5 Biologische Mazeration und Bearbeitung (Fräsen) der Silikonausgüsse anhand des 3D-Modells als Fräs-Vorlage
- 6 Vergleich und Auswertung der CT-Studien mit und ohne Kontrastmittel

Die Untersuchungen der ableitenden Tränenwege wurden einerseits in der Anatomie und andererseits in der Röntgenologie der VMU in Wien durchgeführt.

Nach den diversen Nativ-CT-Serien des Patientenkollektivs (vgl. Tab. 9 im Anhang) wurden drei Tiere (1 Hauskatze, 2 Perserkatzen der Kategorie II und IV) ausgewählt, um eine Braunüle (Neocan Medikit™ 24G, 0,6mm, L-19mm) in das untere Tränenpünktchen einzuführen und mit Superkleber (Locite™) zu fixieren. Ein kurz vor der Injektion hergestelltes Gemisch aus:

- 10g Silikon (Reckli-Si-Gießmasse 20™)
- circa 0,3g grüner Polyester-Farbpaste
- 5g Bariumsulfat (Micropaque™; Wolf & Co, Wien, Österreich)
- und Härter für die Gießmasse im Verhältnis 1:10

wurde so lange in die Kanüle eingefüllt, bis die Injektionsmasse aus dem oberen Tränenpünktchen und dem Nasenvorhof austrat (vgl. Textabb. 19).



**Textabb. 19:** Silikoninjektion in die unteren Tränenpünktchen bei Hauskatze Nr. 18 links und Perser Nr. 36 (Kat II) rechts.

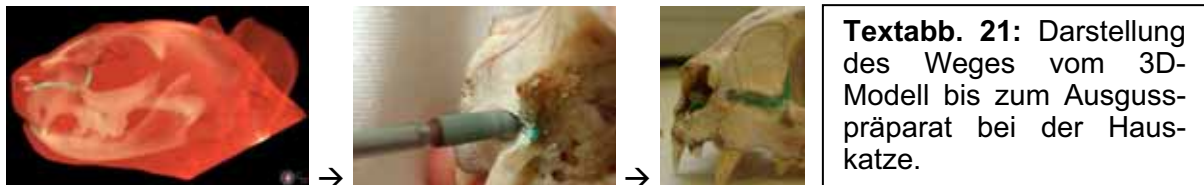
Beim Anrühren des Gemisches musste darauf geachtet werden, dass sich das Bariumsulfat aufgrund seiner Masse schnell absetzt und deshalb zügig injiziert wird. Vor jeder Benutzung wurde das oben angegebene Gemisch neu zusammengestellt.

Im Anschluss an die Silikoninjektion erfolgte die erneute Positionierung der Tiere auf dem CT-Tisch in einer möglichst gleichen Ausrichtung, sodass eine Kontrast-CT-Serie nach denselben Parametern wie bei der Nativ-CT-Serie aufgenommen werden konnte. Nach einer Aushärtungszeit für die Silikonmasse von mindestens zwei Stunden wurden die Köpfe von Haut und Weichteilen befreit, zur Entblutung gewässert und der biologischen Mazeration zugeführt (vgl. Textabb. 20).



**Textabb. 20:** Biologische Mazeration des Persers der Kategorie IV am Department für Pathobiologie (Anatomie) der Veterinärmedizinischen Universität in Wien mit *Dermetes maculatus* larvae. Die Larven mazerieren den Tierkörper so schonend, dass die Silikonmasse und auch fragile Strukturen z.B. Muscheln der Nasenhöhle erhalten bleiben.

In der Zwischenzeit konnte mit Hilfe des Programms VGStudio MAX 1.2 (Volume Graphics GmbH, Heidelberg, Deutschland) ein 3D-Modell der ableitenden Tränenwege erstellt werden, welches im Anschluss an die Mazeration als Fräsvorlage diente. Dies war deshalb erforderlich, da das Fräsen von lateral und nicht von medial erfolgte und somit die Kenntnis des genauen Verlaufes der ableitenden Tränenwege notwendig war. Der genaue Verlauf der ableitenden Tränenwege konnte am 3D-Modell abgelesen und direkt auf das vorliegende Präparat übertragen werden, ohne dabei umliegende Strukturen zu zerstören. Vorteilhaft bei dieser Methodik ist, dass das 3D-Modell in alle Richtungen im Raum bewegt werden konnte und somit die optimale Ansicht zum Fräsen gewählt wurde. Die Erstellung eines solchen 3D-Modells wird unter Punkt 3.2.5 beschrieben.



**Textabb. 21:** Darstellung des Weges vom 3D-Modell bis zum Ausgusspräparat bei der Hauskatze.

### **3.2.4 Darstellung der Stirnhöhlen**

Bei der Darstellung der Stirnhöhlen wurde auf ähnliche Weise verfahren, wie es bei der Darstellung der ableitenden Tränenwege der Fall war:

- 1 Nativ-CT-Untersuchung
- 2 Erstellung von virtuellen 3D-Ausgussmodellen (Vorgehen unter Punkt 3.2.5) u. a. der Tiere, deren Kopf für das Mazerations-Kunststoffausgussverfahren verwendet werden sollten (Hauskatzen Nr. 15 und 16, Perserkatzen Nr. 28, 29 und 31)
- 3 Ausdrücke der 3D-Modelle in Dorsalansicht als Bohrvorlage für den Stirnhöhlenzugang (vgl. Textabb. 22 rechtes Bild)
- 4 Vorbereitung und Beschriftung für das Mazerations-Kunststoffausgussverfahren
- 5 Mazerations- Kunststoffausgussverfahren
- 6 Vergleich der virtuell entstandenen Ausgüsse mit den herkömmlichen Ausgüssen

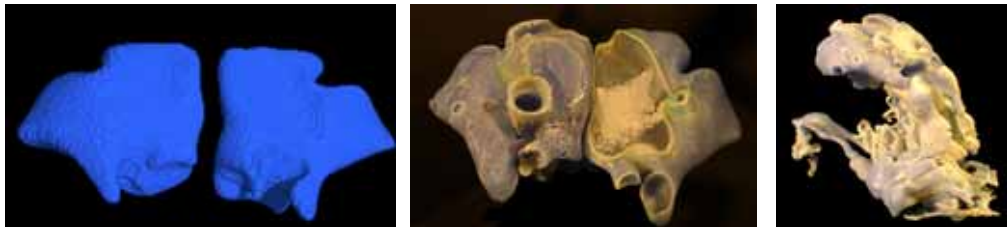
Die CT-Untersuchungen wurden in der Röntgenologie der VMU in Wien durchgeführt und die entsprechenden Köpfe im Anschluss daran tiefgefroren und für die Herstellung des Mazerationskunststoffausgusses nach Berlin gebracht. Nachdem aus den CT-Datensätzen die virtuellen 3D-Ausguss-Modelle mit Hilfe des Programms VGStudio MAX 1.2 (Volume Graphics GmbH, Heidelberg, Deutschland) entstanden waren, wurden diese ausgedruckt und als Vorlage zum Bohren eines Loches in die Stirnhöhlen verwendet (vgl. Textabb. 22).



**Textabb. 22:** Herstellung der konventionellen Ausgüsse mit Technovit und Tensolzement anhand der 3D-Ausdrücke rechts (links: Frau Hamann und Frau Wendel, Inst. f. Vet.-Anatomie, FU Berlin)

Für die konventionelle Darstellung der Stirnhöhlen durch das Mazerations-Kunststoffausgussverfahren werden Hohlräume durch einen Kunststoff (Tensolzement oder Technovit) ausgefüllt und die umgebenden Gewebe mazeriert. Dadurch erhält man einen Positivabdruck der Hohlräume, der dem Volumen und der Form dieser Hohlräume entspricht. Die Vorversuche zur konventionellen Technik mit Tensolzement und Technovit waren geglückt, sodass das Vorgehen in die Hauptstudien übernommen werden konnte. So wurden tiefgefrorene Köpfe allmählich (1 Tag im Kühlschrank, dann bei Raumtemperatur) aufgetaut. Nachdem die Haut und Muskulatur auf dem Stirnbein entfernt waren (vgl. Textabb. 22 S. 56), wurden entsprechend den 3D-Ausdrucken individuell angepasste Löcher in die Stirnhöhlen gebohrt (im CT war ersichtlich, dass die Tiere keinerlei Veränderungen im Bereich der Stirnhöhlen hatten). Es kamen zwei verschiedene Kunststoffe zur Anwendung:

- 1 Tensolciment® No. 70 (ICI Chemicals and Polymers Ltd., Darwen, Lancashire, UK)
  - 18ml Komponente A wurden mit einer Messerspitze Farbstoff (Irislichtblau) kräftig vermischt, sodass der Farbstoff fein verteilt war
  - unter vorsichtiger Zugabe der Komponente B (hochgiftig!) wurde der Kunststoff so lange vermischt, bis keine Blasen mehr vorhanden waren
  - Eingabe der Mischung in die Stirnhöhle (Aushärtungszeit bis zu einem Tag!)
  - angewendet bei: Hauskatze Nr. 16, Perser Nr. 28 und Perser Nr. 29
  
- 2 Technovit® 7143 (Hereaus Kulzer, Wehrheim, Germany)
  - 10g blaues Technovit-Pulver wurde mit
  - 5g Technovit Kaltpolymerisat vermischt bis es semig war. Danach wurde es sofort verarbeitet, da die Aushärtungszeit maximal 2min beträgt.
  - angewendet bei: Hauskatze Nr. 15 und Perser Nr. 29



**Textabb. 23** (Hauskatze Nr. 15): Vergleich der virtuellen Ausgussmethode (links) mit der konventionellen Methode (Technovit), mittig. Bei letzterer zeigen sich artifizielle Blasen und eine Aussparung des Bohrloches. Die Stirnhöhlen des konventionellen Ausgusses liegen weiter zusammen als die des virtuellen Ausgusses, stimmen aber in ihren Ausbuchtungen vollständig überein. Ganz rechts im Bild wird der gesamte Ausguss dargestellt, der im mittigen Bild zum Zwecke der Übersicht wegretuschiert wurde. Der vollständige Ausguss gibt einen guten Überblick über Hohlräume und Gänge in der Nasenhöhle und wurde deshalb nicht zur Volumenbestimmung zerstört.

Die Menge des in die Stirnhöhle applizierten Kunststoffes variierte zwischen 6-8ml pro Seite, da der Kunststoff durch die Apertura sinus frontalis in die Nasenhöhle und durch den Nasenrachen in die Mundhöhle abfließen konnte. Gerade bei der Verwendung von Tensolzement sackte durch die lange Aushärtungszeit der Kunststoff nach unten ab, was eine Nachinjektion erforderlich machte. Bei der Arbeit mit diesem Kunststoff wurden die Schleimhäute des Untersuchers trotz Dunstabzug und Schutzbrille stark gereizt. Auch der Geschmackssinn veränderte sich unmittelbar nach der Verarbeitung von Tensolzement.



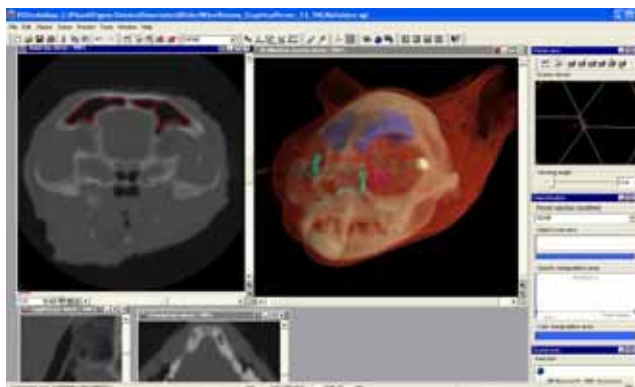
Nach der Aushärtung kamen die Präparate bis zur vollständigen Ablösung der organischen Bestandteile vom Kunststoff in eine 30%-tige Kochsalzlösung. Die so erhaltenen Ausgüsse wurden gesäubert und mit den korrespondierenden virtuellen Ausgüssen verglichen (Textabb. 23 und 46 S. 57 und 96). Es zeigte sich u. a., dass Technovit brüchiger war als Tensolzement.

### **3.2.5 3D- Visualisierung**

Für die 3D-Visualisierungen konnten die aufgenommenen CT-Datensätze mit dem Programm VGStudio MAX 1.2 (Volume Graphics GmbH, Heidelberg, Deutschland) geladen und nachbearbeitet werden. Nach der Ermittlung der knöchernen Strukturen im 3D-Modell anhand einer Dichtekurve (Hounsfield-Einheiten) erfolgte zunächst die Gelbfärbung der Knochen. Danach wurden die Weichteile rötlich markiert und so viel Deckkraft herausgenommen, dass sie sich durchscheinend darstellten (vgl. Abb. 91).

Für die spezielle Darstellung der **ableitenden Tränenwege** konnten die Rohdaten (Dicom-files) der entsprechenden Kontrast-CT-Serie (Silikonausgüsse der Tränennasengänge) geladen werden, wobei die kontrastmittelmakrierten Bereiche der ableitenden Tränenwege Bild für Bild aus den Originaldaten ausgewählt (segmentiert) wurden. Diese Segmentierung war deshalb relativ einfach möglich, da sich die ableitenden Tränenwege durch den hohen Dichtewert des Bariumsulfates im CT sehr gut darstellen ließen. Dieses neu erstellte Segment im dreidimensionalen Raum erhielt (wie der entsprechende konventionelle Ausguss) eine grüne Farbe und konnte nun im Verhältnis zu den restlichen Strukturen innerhalb des Kopfes dargestellt werden (vgl. Abb. 91).

Für die spezielle Darstellung der **Nasennebenhöhlen** wurden Nativ-CT-Serien als Originaldatenquelle geladen. Da die Luft der Nasennebenhöhlen im Vergleich zum umliegenden Knochen einen ausreichend guten Kontrast bietet, fiel es leicht die Voxel der Dichtewerte der Luft dynamisch mit einer Toleranz von 90 zu erfassen. Die Einstellungen wurden für die Berechnungen aller Nasennebenhöhlen beibehalten. Die Dynamik verkürzte die Arbeitszeit immens. Auch hier wurde das neu erstellte Segment der Stirnhöhle korrespondierend zu den Ausgüssen blau gefärbt und innerhalb des Kopfes topographisch korrekt zur Abbildung gebracht (vgl. Textabb. 24). Das Programm ermöglicht ferner die Berechnung der Volumina eines jeden erstellten Segments. Auf diese Weise wurden die Volumina der Stirn-, Muschel-, und Keilbeinhöhlen ermittelt (siehe Punkt 3.4.3.2).



**Textabb. 24:** Darstellung der dynamischen Segmentierungsarbeit an den Nasennebenhöhlen mit dem Programm VGStudio Max 1.2 im Bildschirmausdruck. Im CT-Bild auf der linken Seite werden Bild für Bild die Bereiche dargestellt, die von der Segmentierung erfasst wurden. Im 3D-Modell rechts kann die Lage der Stirnhöhlen innerhalb des Kopfes angezeigt werden.



### **3.2.5.1 Anaglyphen Verfahren**

Da 3D-Modelle und Objekte erst dann richtig wirken, wenn man sie auch dreidimensional wahrnehmen kann, wurde beispielhaft das Anaglyphen Verfahren als weitere Methode zur 3D-Visualisierung angewendet. Hierfür war jedoch die Zuhilfenahme einer zweifarbigen 3D-Brille (rot und cyan) notwendig (ist im Einband der Arbeit beigelegt!)

Für das entsprechende Anaglyphen-Bild wurden zwei in unterschiedlicher Ansicht fotografierte Bilder (so genannte Stereoteilbilder, eins für das linke und eins für das rechte Auge) eines Hauskatzen- und eines Perserkatzenschädels in das Programm 3D-Easy Space geladen. In der sich anschließenden Bildbearbeitung projizierten sich die unterschiedlich eingefärbten Bilder mit Hilfe des Programms übereinander (Erstellung: Thorsten Schlüter). Anschließend wurden diese Projektionen ausgedruckt und mit der 3D-Brille betrachtet (die Bilder können unter Punkt 3.4.2 mit der 3D-Brille angesehen werden).

### **3.2.6 Scheibenplastination**

Da für die Interpretation von CT-Bildern die Schnittbildanatomie eine herausragende Rolle spielt, kamen im Rahmen dieser Dissertation zwei unterschiedliche Techniken (S10-Standardtechnik und E12-Technik) zur Erstellung von anatomischen Scheibenplastinaten zur Anwendung.

Bei der Herstellung von Scheibenplastinaten wurde sehr genau darauf geachtet, dass nur exzellentes Tiermaterial (frisch tiefgefroren, nasengesund) zur Anwendung kam. Es war jedoch eine hohe Anzahl brachyzephaler Katzen nötig, da zumindest aus den Kategorien I bis III je ein nasengesundes Tier für die Plastination verwendet werden sollte. Viele Tiere hatten jedoch keine einwandfreie Nase.

Tabelle 12 im Anhang informiert über die zur Scheibenplastination verwendeten Tiere und den Ort der Herstellung der Scheibenplastinate. Mit Ausnahme von Perser Nr. 41 wurden vorher von allen Tieren korrespondierende CT-Schnittbilder angefertigt. Die S10-Plastination erfolgte einerseits in der Anatomie der VMU in Wien (L. Hnilitza und H. Dier) und andererseits an unserem Institut (C. Nöller und H. Wendel). Die E12 Scheibenplastination der Perserkatzen fand im Zentrum für Anatomie und Zellbiologie, Plastination und Topographische Anatomie der Medizinischen Fakultät der Universität Wien statt und erfolgte durch Ass. Prof. Dr. M. C. Sora. An unserem Institut wurde eine Hauskatze vor der E12 Scheibenplastination mit einem plastinationsbeständigen roten Kunststoff arteriell injiziert und danach in sagittale Scheiben gesägt.

Im Rahmen eines Praktikums konnte ich in der Anatomie der VMU in Wien (Leitung: Prof. Dr. H. König) bei Herrn L. Hnilitza und Herrn H. Dier den Ablauf der Plastination erlernen. Jedoch betrug die Herstellungsdauer für die Präparate mehrere Monate, sodass ich die Scheibenplastination in Wien nur bis zur Einlagerung in das Acetonbad mitverfolgen konnte. Aus diesem Grunde wendeten wir in Berlin nochmals die frisch erlernte Methodik der S10-Scheibenplastination bei einer Perserkatze der Kategorie III (Nr. 41) an, sodass hier alle Schritte von der Herstellung bis zur Vollendung verfolgt und dokumentiert werden konnten. Die Methodik der S10-Scheibenplastination wurde daraufhin am Institut für Veterinär-Anatomie der Freien Universität Berlin eingeführt (Leitung: Prof. K.-D. Budras; Verantwortlich für Plastination: C. Nöller; Präparation: H. Wendel, J. Hamann und T. Tarnowski).

### 3.2.6.1 S10- Technik

Für die Herstellung von S10- Plastinaten in Scheiben waren folgende Arbeitsschritte notwendig:

- 1 eine umfangreiche Vorbereitung der Gewebescheiben
- 2 Entwässerung
- 3 Entfettung
- 4 Imprägnierung mit dem entsprechenden Kunststoff (S10)
- 5 Härtung
- 6 Nachbearbeitung und Lagerung

Die Durchführung der S10-Standardplastination erfolgte nach dem Leitfaden von Gunther von Hagens (HAGENS, 1985).

**Vorbereitung der Scheiben:** Bevor die Perserköpfe entsprechend der CT-Bilder in Scheiben gesägt werden konnten, wurden sie geschoren. Auf der Haut wurde anschließend mit einem dicken Textmarker die Schnittrichtung eingezeichnet (Textabb. 25, links) und der Kopf für die Tiefkühlung bei  $-20^{\circ}\text{C}$  symmetrisch in einem rechteckigen Behälter positioniert. Dieser wurde zur Hälfte mit Wasser gefüllt, um beim Sägen eine optimale Schnittkante zu haben. Zusätzlich fanden auch Hölzer zur besseren Schnitfführung ihre Verwendung (Textabb. 25, rechts). Die optimale Scheibendicke lag, im Hinblick auf das Schleifen am Ende des Plastinationsvorganges, bei etwa bei 5-6mm.



**Textabb. 25:** Vorbereitungsarbeiten zur S10-Plastination in Scheiben im Departement für Pathobiologie, Anatomie in Wien. Links im Bild wird mit einem Textmarker die transversale Schnittrichtung zu den korrespondierenden CT-Bildern eingezeichnet (Perser Nr. 39, Kat III) und rechts wird die sagittale Schnitfführung an der Bandsäge (Perser Nr. 30, Kat II) demonstriert.

Nach dem Sägen erfolgte unter kaltem Wasser das behutsame Befreien von Unreinheiten auf der Scheibe, die danach auf ein mit Frischhaltefolie ausgekleidetem Tablett zu liegen kam (Textabb. 26 S. 61). Bis zur weiteren Verarbeitung wurden die Tablett mit den Scheiben wieder in die Tiefkühlzelle gebracht. Bevor die Scheiben in das Acetonbad zur Entwässerung gelangten, mussten sie im sogenannten "Sandwich" verpackt werden. Dies bestand aus der unten liegenden Glasplatte, einer Lage Gaze, der unfixierten Scheibe, einer weiteren Lage Gaze und einer Glasplatte zur Abdeckung. Damit die Scheiben nicht verrutschen, wurden sie mit Klemmen (Wedo® Foldback-Clips, Werner Dorsch GmbH, Dieburg, Deutschland) auf Spannung gehalten (Textabb. 26 S. 61).



**Textabb. 26:** Weitere Vorbereitungsarbeiten zur S10-Scheibenplastination am Department für Pathobiologie, Anatomie in Wien. Auf der linken Seite ist eine gerade unter fließend kaltem Wasser gereinigte Scheibe auf dem Tablett mit Frischhaltefolie zu sehen. Die rechte Abbildung zeigt das fertige "Sandwich" (Glasplatte → Gaze → Scheiben → Gaze → Glasplatte), das durch Klemmen auf Spannung gehalten wird.

Diese "Sandwiches" kamen nun zur **Entwässerung** in das erste, etwa 90%-ige Acetonbad. Insgesamt durchliefen die Gewebescheiben beim Entwässerungsvorgang 3 Acetonbäder bei  $-25^{\circ}\text{C}$  mit aufsteigender Sättigung jeweils für etwa eine Woche. Zur Bestimmung des Acetongehaltes der Entwässerungslösung war außerdem eine regelmäßige Messung notwendig. Die Präparate waren zu dem Zeitpunkt ausreichend entwässert, an dem das Acetometer einen Acetongehalt von mindestens 98,5% aufwies und dieser Wert über drei Tage lang gemessen wurde. Vor der Überführung in die Entfettung erfolgte im letzten Acetonbad eine Anpassung der Scheiben an die Raumtemperatur.

Bei der **Entfettung** wurde das Mittel Methylenchlorid verwendet. Die Entfettungsdauer betrug je nach Fettgehalt der Scheiben und Zustand des Methylenchlorids etwa 8-14 Tage. War die Lösung hierbei schon sehr gelbstichig, wurde sie durch frisches Methylenchlorid ausgetauscht.

Bei der nun folgenden **Imprägnierung** tauscht sich das Methylenchlorid im Vakuum durch Silikonkautschuk (S10) aus. Der Vakuumdruck betrug hierbei in den ersten sieben Tagen 50mm Hg. Danach wurde er, unter regelmäßiger Kontrolle, für weitere sieben Tage auf 15mm Hg gesenkt. Als Luftblasen aufgestiegen sind, konnte das Vakuum langsam weiter bis auf 0mm Hg abgesenkt und schließlich nach drei Tagen abgestellt werden. Im Anschluss blieben die Präparate noch 24 Stunden unter Normaldruck für den Druckausgleich der Zellen im Silikon liegen.

Nachdem die Präparate aus dem Kunststoff kamen, wurden sie auf eine Glasplatte gelegt und mit einer Lösung aus gebrauchtem und zähflüssigem Kunststoff (S10) bepinselt und in die sich anschließende **Härtung** überführt. Hierbei verteilte sich der mittels Luftzufuhr durch drei Aquariumpumpen in einen gasförmigen Aggregatzustand gebrachte flüssige Härter (S6) per Ventilation in der Gashärtungseinheit. Die Präparate verblieben so lange in der Gashärtung, bis der Kunststoff ausgehärtet war und sich beidseitig eine glatte Oberfläche gebildet hatte. Zwischendurch war es notwendig, die nach oben gerichteten Flächen regelmäßig mit Kunststoff zu bestreichen.

Sobald die Scheiben optimal ausgehärtet waren, begann die **Nachbereitung**. Im ersten Arbeitsschritt wurde das Silikon mittels Bandschleifer (aufsteigend: 60, 120 und 360-er Körnung) beidseitig bis zur Gewebestruktur abgeschliffen. Bei diesem Vorgang drang Luft in die oberen Zellschichten ein, was zu einer weißlichen Verfärbung führte. Deshalb erfolgte im Anschluss eine Nachbehandlung mit einem S49/S10-Kunststoffgemisch, das nach der Härtung zu einer glatten, glänzenden und kontrastreichen Präparatoberfläche führte. Die

abschließende Nachhärtung und Entfeuchtung der Körperscheibe betrug drei Wochen in einem luftdicht verschlossenen Gefäß mit Kalziumchlorid.

Wie Textabb. 27 zeigt, können die Scheiben für die Aufbewahrung und **Lagerung** in einzelne durchsichtige CD-Hüllen gelegt werden. Die Scheibenplastinate wurden darin mit Plexiglasnoppen so fixiert, dass sie nicht verrutschten. Jede „Plastinat-Serie“ einer Katze ist sortiert und in der richtigen Reihenfolge hintereinander in einem CD-Karton verpackt. Nach der Durchsicht der Scheiben wurden diese eingescannt, die Bilder am PC beschriftet und als CD-Cover ausgedruckt. Die Scheiben konnten ferner mit den entsprechenden CT-Bildern verglichen werden. Das korrespondierende CT-Bild wurde ebenfalls auf die Rückseite des CD-Covers gedruckt. Klappte man nun den Deckel der CD-Hülle auf, konnte die Scheibe weiterhin für sich betrachtet werden.



**Textabb. 27:** Aufbewahrung und Lagerung der Plastinat- und PEG-Scheiben in durchsichtigen CD-Hüllen. Die Scheiben behalten im CD-Karton ihre Reihenfolge bei und sind geschützt.

### **3.2.6.2 E12- Technik**

Aus der Tabelle 12 im Anhang geht hervor, welche Katzen für die Herstellung der E12-Scheibenplastinate Verwendung fanden. Nach der Erstellung der computertomographischen Bilder wurden die Katzenköpfe in einem leicht angetauten Zustand geschoren und über Nacht in positionierter Lage bei  $-20^{\circ}\text{C}$  tiefgefroren. Am nächsten Tag sind die drei Perserkatzenköpfe ins Zentrum für Anatomie und Zellbiologie, Plastination und Topographische Anatomie der Medizinischen Fakultät der Universität Wien transportiert worden, wo Ass. Prof. Dr. Mircea-Constantin Sora den Plastinationsvorgang durchführte. Die E12-Plastination der Hauskatze mit vorheriger Gefäßinjektion erfolgte an unserem Institut. Eine genaue Anleitung zur Herstellung dieser transparenten Körperscheiben mit dem Epoxidharz E12 beschreiben von HAGENS (1985) sowie WEBER und HENRY (1993).

### **3.2.7 Scheibenherstellung mit Polyethylenglykol (PEG 400)**

Da für die Beurteilung der Anatomie der Persernase eine gute Kenntnis der normalen Anatomie erforderlich ist, wurden von drei Hauskatzen (Nr. 21, Nr. 22, Nr. 23) PEG-Scheiben im Institut für Veterinär-Anatomie der Freien Universität Berlin (Präparation: Frau J. Hamann und Frau Tarnowski) hergestellt. Von diesen Tieren lagen keine korrespondierenden CT-Serien vor, da Hauskatzen untereinander wenig Abweichungen vom Grundbauplan zeigen und sie deshalb besser miteinander verglichen werden können als dies bei Perserkatzen der Fall ist. Ferner dienten die Präparate hauptsächlich dem Anatomiestudium und als Zeichenvorlage. Die Köpfe der drei euthanasierten Hauskatzen wurden für die Herstellung der PEG-Präparate abgesetzt und geschoren. Mit einem Textmarker konnte je Tier eine Schnittebene, also die transversale, die sagittale und die dorsale Schnittführung,

ingezeichnet werden. Deshalb waren auch drei Tiere für die Herstellung der Scheiben vonnöten. Anschließend wurden die Individuen in einen Behälter verbracht, der zur Hälfte mit Wasser gefüllt war und bei  $-20^{\circ}\text{C}$  tiefgefroren. Die gefrorenen Köpfe wurden anschließend sagittal, transversal bzw. dorsal in 5mm dicke Scheiben gesägt. Die weiteren Arbeitsschritte gestalteten sich folgendermaßen:

- 1 Farberhaltende Konservierung (nach KAISERLING, 1922)
- 2 Wässerung
- 3 Imprägnierung mit Polyethylenglycol (PEG) 400
- 4 Trocknung und Lagerung

Die Lösung nach **KAISERLING** (1922) ist eine farberhaltende Konservierungslösung, die aus folgenden drei Lösungen besteht: Fixierlösung, Restitutionslösung und Aufbewahrungslösung. In der Fixierlösung, bestehend aus 1000ml Aqua dest.; 200ml Formalin (40%); 15g Kaliumnitrat und 30g Kaliumacetat sowie 20% Wasserstoffperoxid, wurden die Präparate für 1 bis 3 Tage belassen. Im Anschluss kamen die Scheiben so lange in die nächste Lösung (Restitutionslösung aus 90%-igem Alkohol) bis die Farbe leuchtend hervortrat. Dies war nach einigen Stunden der Fall. Die nun folgende Aufbewahrungslösung bestand aus 1000ml destilliertem Wasser, 400ml Glycerin und 200g Kaliumacetat. Zur Vermeidung von Schimmel wurde dieser Lösung auch noch eine Messerspitze Thymol beigemischt. Die übrigen aufgeführten Materialien sind über die Firmen Merck KGaA, Darmstadt (Glycerin) bzw. Karl Roth GmbH & Co KG, Karlsruhe (Kaliumacetat, Kaliumnitrat, Thymol, Wasserstoffperoxid, Formalin 37%) zu beziehen.

Nach abgeschlossener Fixierung wurden die Präparate mehrere Minuten fließend **gewässert** und leicht luftgetrocknet.

Im Anschluss daran gelangten die Scheiben bis zur Durchtränkung für sieben Tage bei  $+50^{\circ}\text{C}$  unter Vakuum in den niedermolekularen Kunstwachs **Polyethylenglykol 400**. Die Durchführung erfolgte nach STEINMANN (1982). Nach Entnahme der Präparate aus dem PEG wurden diese mit Zellstoff abgewischt und luftgetrocknet. Die Lagerung der Scheiben erfolgte unter Wasserausschluss (wie bei den Plastinaten in durchsichtigen CD-Hüllen, Textabb. 27 S. 62).

### **3.2.8 Anatomische Zeichnungen**

Auf den Grundlagen der Mazeration, Präparation sowie den Ausgusspräparaten erstellte die Zeichnerin unseres Institutes, Frau Gisela Jahrmärker, diverse Skizzen und anatomische Zeichnungen zur Verdeutlichung der komplizierten Verhältnisse in der Nasenhöhle. Die Erstellung der Vorzeichnungen erfolgte auf der Grundlage von Fotografien um den Dokumentationswert der Zeichnungen zu erhöhen. Voraussetzung für die Zeichnungen ist eine profunde Strukturanalyse (das heißt eine verfeinerte anatomische Befunderhebung). So sind folgende Abbildungen entstanden: die Textabbildungen 3 (S. 7) bis 6 (S. 13), 8 (S. 15) bis 13 (S. 41), 16 und 17 (S. 51), die Einzelzeichnungen der Textabb. 28 (S. 65), die Textabb. 35 (S. 74) und die Skizze der Textabb. 37 (S. 78) sowie die im Bildband abgebildeten Schädelzeichnungen.