



universität
wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

„Microwear-Analysen an Caniden
aus Deutsch-Altenburg (Niederösterreich, Altpleistozän)
im Vergleich mit rezenten Carnivoren“

verfasst von

Viktoria Jetzinger

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat.)

Wien, 2014

Studienkennzahl lt. Studienblatt:

A 190 445 406

Studienrichtung lt. Studienblatt:

Lehramtsstudium

UF Biologie und Umweltkunde

UF Mathematik

Betreut von:

ao. Univ.- Prof. Mag. Dr. Doris Nagel

Für meine Eltern



Danksagung

Ich möchte mich an dieser Stelle ganz herzlich bei all jenen Personen bedanken, die mir während meines Studiums und im Speziellen bei dieser Arbeit zur Seite gestanden sind.

Allen voran gilt mein Dank ao. Univ.- Prof. Mag. Dr. Doris Nagel, welche mich mit fachlicher Kompetenz, Arbeitsmaterialien, fossilen Proben, Literaturtipps und konstruktivem Feedback bei meiner Diplomarbeit unterstützt hat.

Besonderen Dank möchte ich Mag. Dr. Katharina Bastl aussprechen. Als Expertin in Sachen Microwear-Analyse hat sie mir mit viel Hingabe und ebenso viel Geduld die Methode vermittelt, Vergleichsdaten zur Verfügung gestellt und ist damit maßgeblich am Gelingen meiner Diplomarbeit beteiligt gewesen.

Diese Arbeit wäre selbstverständlich auch nicht ohne die nötigen Proben zu Stande gekommen. Diesbezüglich möchte ich mich vielmals beim Naturhistorischen Museum Wien bedanken, welches das rezente Material zur Beprobung bereitgestellt hat. In diesem Zusammenhang gilt mein Dank vor allem Sammlungsmanager Alexander Bibl, welcher sich einen ganzen Tag lang Zeit genommen hat, um die benötigten Stücke hervorzusuchen. Bedanken möchte ich mich außerdem bei Valentin Perlinger, Franz Mayer und Roland Mayer von der Präparation des Instituts für Paläontologie der Universität Wien für ihre Hilfe bei der Fertigung der Abgüsse.

Nicht zuletzt danke ich meinen Kommilitoninnen und Kommilitonen, ohne die der Studienalltag wahrscheinlich um einiges beschwerlicher und eintöniger gewesen wäre. Besonders erwähnen möchte ich zwei Studienkolleginnen und sehr gute Freundinnen, Kerstin Egler und Sarina Pychner. Wie schon während des gesamten Studiums, so ist die Zusammenarbeit auch im Bezug auf die Diplomarbeit reibungslos und erfolgreich verlaufen.

Meiner Cousine Silke danke ich herzlich für ihre Zeit, die sie beim Korrekturlesen in meine Diplomarbeit investiert hat.

Mein größter Dank gilt aber meinen Eltern, meinem Bruder Roland und meinem Freund Stefan. Sie waren es, die mich während des gesamten Studiums auf jeder Ebene unterstützt haben und stets an meiner Seite gestanden sind!

Ehrenwörtliche Erklärung

Ich erkläre hiermit, dass ich die vorliegende Diplomarbeit selbständig und ohne Benutzung anderer Hilfsmittel als der hier angegebenen Quellen verfasst habe. Die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Gedanken sind als solche kenntlich gemacht.

Ich habe mich bemüht, sämtliche Inhaber der Bildrechte ausfindig zu machen und ihre Zustimmung zur Verwendung der Bilder in dieser Arbeit eingeholt. Sollte dennoch eine Urheberrechtsverletzung bekannt werden, ersuche ich um Meldung bei mir.

Des Weiteren versichere ich, dass ich diese Diplomarbeit in gleicher oder ähnlicher Form noch keiner Prüfungsbehörde vorgelegt habe.

Hohenzell, 2014

Viktoria Jetzinger

Inhaltsverzeichnis

ZUSAMMENFASSUNG	9
ABSTRACT.....	9
VORWORT.....	10
1 EINLEITUNG	11
1.1 DIE CANIDAE GRAY, 1821	11
1.1.1 Die Entwicklung der Caniden.....	11
1.1.2 Systematik.....	13
1.1.3 Morphologie.....	14
1.1.4 Jagd- und Ernährungsgewohnheiten.....	17
1.1.5 Verbreitung	19
1.2 REZENTE CANIDEN IN ÖSTERREICH	36
1.2.1 <i>Vulpes vulpes</i> (Linnaeus, 1758) – Rotfuchs.....	36
1.2.2 <i>Nyctereutes procyonoides</i> (Gray, 1834) – Marderhund.....	36
1.2.3 <i>Canis aureus</i> Linnaeus, 1758 – Goldschakal.....	37
1.2.4 <i>Canis lupus</i> Linnaeus, 1758 – Wolf.....	37
1.3 DAS PLEISTOZÄN.....	39
1.3.1 Das Pleistozän, ein Eiszeitalter.....	39
1.3.2 Zeitliche Eingliederung und Unterteilung.....	39
1.3.3 Datierungsmethoden.....	41
1.3.4 Das pleistozäne Klima.....	51
1.3.5 Das Aussehen der Erde.....	55
1.3.6 Die pleistozäne Flora.....	55
1.3.7 Die pleistozäne Fauna Europas.....	58
1.4 DIE FUNDSTELLE	60
1.5 ERNÄHRUNGSGEWOHNHEITEN DER VERGLEICHSTIERE.....	63
1.5.1 <i>Vulpes vulpes</i> (Linnaeus, 1758) – Rotfuchs.....	63
1.5.2 <i>Nyctereutes procyonoides</i> (Gray, 1834) – Marderhund.....	64
1.5.3 <i>Crocuta crocuta</i> (Erxleben, 1777) – Tüpfelhyäne	64
1.5.4 <i>Acinonyx jubatus</i> Schreber, 1776 – Gepard	65
1.5.5 <i>Panthera leo</i> Linnaeus, 1758 – Löwe	65
1.5.6 <i>Mephitis mephitis</i> (Schreber, 1776) – Streifenskunk.....	66
1.5.7 <i>Mustela putorius</i> Linnaeus, 1758 – Iltis	66
1.5.8 <i>Martes martes</i> (Linnaeus, 1758) – Baumarder, Edelmarder.....	66
1.5.9 <i>Martes foina</i> (Erxleben, 1777) – Steinarder.....	67
1.5.10 <i>Meles meles</i> (Linnaeus, 1758) – Europ. Dachs	67
1.5.11 <i>Gulo gulo</i> (Linnaeus, 1758) – Vielfraß, Järv	67
1.5.12 <i>Mellivora capensis</i> (Schreber, 1776) – Honigdachs.....	68
2 MATERIAL	69
2.1 FOSSILES MATERIAL	69
2.1.1 <i>Vulpes praeglacialis</i> (Kormos, 1932).....	70
2.1.2 <i>Vulpes praecorsac</i> Kormos, 1932.....	73
2.1.3 <i>Canis mosbachensis</i> Soergel, 1925.....	78
2.2 REZENTES MATERIAL.....	80

3	METHODE	87
3.1	DEFINITION MICROWEAR-ANALYSE	87
3.2	ABNUTZUNGSSPUREN	87
3.2.1	<i>Scratches</i>	87
3.2.2	<i>Pits</i>	88
3.2.3	<i>Gouges</i>	89
3.3	ENTWICKLUNG DER MICROWEAR-ANALYSE	89
3.4	DURCHFÜHRUNG	92
4	ERGEBNISSE	97
5	DISKUSSION.....	102
6	CONCLUSIO	105
7	ABKÜRZUNGEN.....	106
8	QUELLENANGABEN	107
8.1	LITERATURVERZEICHNIS	107
8.2	INTERNETQUELLEN	113
8.3	ABBILDUNGSVERZEICHNIS.....	113
8.4	TABELLENVERZEICHNIS.....	114
9	ANHANG	115
	ZUSAMMENFASSUNG	131
	ABSTRACT.....	131

Zusammenfassung

In vorliegender Diplomarbeit wurde eine Microwear-Analyse nach SOLOUNIAS & SEMPREBON (2002) durchgeführt. Die Reißzähne verschiedener rezenter Musteliden-Arten, einer Mephitiden-Art und einer Caniden-Art wurden unter dem Standardlichtmikroskop untersucht und verschiedene Abnutzungsmuster identifiziert. Zudem wurden die Daten von Carnivoren (Hyaenidae, Felidae, Canidae) aus einer Studie von BASTL (2012) herangezogen, sodass der Vergleichsdatenpool schließlich verschiedene Ernährungstypen umfasste: eine carnivore, eine carnivore und knochenbrechende, eine carnivor-omnivore und eine omnivore Ernährung.

Mit diesen rezenten Carnivoren wurden drei fossile Caniden-Arten aus Deutsch-Altenburg verglichen. Für die fossilen Fuchsarten *Vulpes praecorsac* und *Vulpes praeglacialis* ergab sich ein carnivor-omnivores bzw. omnivores Ernährungsverhalten. Die fossile Wolfsart *Canis mosbachensis* konnte dem carnivoren Ernährungstyp zugeordnet werden.

Abstract

In this thesis a microwear-analysis was performed after SOLOUNIAS & SEMPREBON (2002). The carnassials of different extant species of mustelids, of one mephitid species and one canid species were examined under a standard light microscope and various microwear patterns were identified. Moreover, the data of carnivores (Hyaenidae, Felidae, Canidae) from a study by BASTL (2012) were used, so that the comparative data pool finally included various types of diet: a carnivorous, a carnivorous and bone cracking, a carnivorous-omnivorous and an omnivorous diet.

Three fossil canid species from Deutsch-Altenburg were compared with these extant carnivores. For the fossil fox species *Vulpes praecorsac* and *Vulpes praeglacialis* a carnivorous-omnivorous and an omnivorous feeding behavior were revealed. The fossil wolf species *Canis mosbachensis* could be assigned to the carnivorous diet type.

Vorwort

Stark behaarte Wollnashörner, riesige Mammuts und imposante Säbelzahn tiger - sie alle lebten in einer Zeit, die dem heutigen Menschen so fern und gleichzeitig so faszinierend erscheint. In den Eiszeiten waren große Teile der Erde in Eis und Schnee gehüllt, nicht vergleichbar mit heute. Waren die Lebensbedingungen auch völlig andere, so ist es umso beachtlicher, dass es sich bei den Eiszeiten um relativ junge und damit gut erforschte Abschnitte der Erdgeschichte handelt.

Neben dem Klima und dem Aussehen der Erde zu dieser scheinbar unwirtlichen Zeit, interessieren vor allem auch die in ihr vorkommenden Tiere. Deren Lebensweise und Ernährungsgewohnheiten beschäftigen die Menschen heute, weshalb verschiedene Methoden zur Rekonstruktion und Erforschung entwickelt wurden.

In der vorliegenden Arbeit soll nun einer dieser Fragen, nämlich der nach dem Ernährungsverhalten, nachgegangen werden. Die fossilen Gebissüberreste dreier eiszeitlicher Caniden-Arten wurden dazu mit Hilfe der relativ neuen Microwear-Analyse untersucht.

Bevor es jedoch zur Schilderung des Praxisteils und der Ergebnisse kommt, soll in der Einleitung Hintergrundwissen vermittelt werden. Im ersten Teil werden einige wichtige Aspekte heutiger Caniden aufgegriffen, sowie deren Auftreten in Österreich erörtert. Im Anschluss soll eine kurze Beschreibung des Eiszeitalters für mehr Verständnis für die Lebensumstände der untersuchten Caniden sorgen. Auch die Fundstelle der Fossilien wird behandelt. Den Abschluss der Einleitung bildet schließlich eine Darstellung der Ernährungsgewohnheiten der Vergleichstiere, welche später für die Interpretation der Ergebnisse benötigt wird.

1 Einleitung

1.1 Die Canidae Gray, 1821

Dieses Kapitel widmet sich der Entwicklung der Caniden, vom ersten Auftreten bis zur Gegenwart. Im Anschluss erfolgt die Beschreibung der rezenten Vertreter dieser Familie. Einige thematisch relevante Aspekte wurden ausgewählt, woraus die Unterkapitel Systematik, Morphologie, Jagd- und Ernährungsverhalten und Verbreitung resultierten.

1.1.1 Die Entwicklung der Caniden

Die Familie der Canidae leitete sich von der bereits ausgestorbenen Familie der Miacidae ab. Die Caniden traten erstmals im späten Eozän Nordamerikas auf, wo sie auch einen Großteil ihrer Entwicklung durchmachten. Ihr frühester Vertreter war die Gattung *Prohesperocyon*, welche aus dem späten Eozän vor rund 36 Millionen Jahren bekannt ist. Sie zeigte sowohl Merkmale der primitiveren Miacidae, als auch der Canidae. Ihr Nachfolger *Hesperocyon* stellte den Ausgangspunkt aller nachfolgenden Caniden-Spezies dar. Mit ihren leicht verlängerten Extremitäten zeigte diese Gattung schon erste Tendenzen zur Anpassung an ein Leben in offenem Grasland. Ihre Vertreter waren jedoch noch keine vollkommenen Zehengänger (WANG & TEDFORD 2008).

Bis zum frühen Oligozän blieb *Hesperocyon* die einzig konstant auftretende Gattung. Zu dieser Zeit setzte allerdings eine erste Radiation ein, welche die drei Unterfamilien der Caniden hervorbrachte, die Hesperocyoninae, die Borophaginae und die Caninae. Sämtliche Vertreter dieser Unterfamilien waren noch eher kleinwüchsig und erreichten in etwa nur die Größe eines Fuchses (WANG & TEDFORD 2008).

Im Mittel- bis Spätoligozän setzte sich die Diversifizierung fort. Die Hesperocyoninae entwickelten eine ausgeprägter hypercarnivore Ernährung und erreichten in dieser Zeit bereits die Größe eines kleinen Wolfes. Sie waren nun in der Lage Beute zu erlegen, die sie in ihrer eigenen Körpergröße übertraf. Diese

Unterfamilie brachte relativ dominante Vertreter, wie *Sunkahetanka*, *Philotrox*, *Enhydrocyon* oder *Paraenhydrocyon*, hervor. Die Borophaginae blieben hingegen eher klein und wiesen eine stärker hypocarnivore Ernährung auf. Mitglieder dieser Unterfamilie waren unter anderem *Archaeocyon*, *Cynarctoides* oder *Phlaocyon*. Die Caninae waren zu dieser Zeit die unscheinbarste Unterfamilie mit nur einer einzigen Gattung, *Leptocyon*, was bis ins frühe Miozän der Fall blieb. Gemeinsam zeigten die Caniden im Oligozän eine nie dagewesene Diversität in Nordamerika, mit insgesamt 25 Arten (WANG & TEDFORD 2008).

Im mittleren Miozän setzte erneut eine Diversifizierung der Caniden-Arten ein. Waren auch nur mehr 20 Arten in Nordamerika vertreten, so wiesen diese eine noch nie erreichte ökologische Bandbreite auf. Die Hesperocyoninae waren zu diesem Zeitpunkt bereits dem Niedergang geweiht. Die Diversifizierung betraf damit primär die Unterfamilie der Borophaginae, die Caninae blieben weiterhin eine eher unscheinbare Familie (WANG & TEDFORD 2008).

Im späten Miozän, die Hesperocyoninae waren bereits ausgestorben, entwickelten sich viele Borophaginae zu Knochenbrechern. Diese Änderung des Ernährungsverhaltens war eine Antwort auf einwandernde Nahrungskonkurrenten, wie Säbelzahn tiger, große Musteliden und Ursiden. Zudem wurden die Mitglieder der Borophaginae zunehmend größer, stärker hypercarnivor und ihre Diversität nahm ab. Die Caninae erfuhren erste Vorteile ihres an das Laufen angepassten Körperbaus, da auch die Beutetiere eine immer ausgeprägtere Anpassung daran zeigten. Neue Formen traten auf. Darunter fand sich auch die Gattung *Eucyon*. Einer ihrer Repräsentanten wanderte im späten Miozän als erste Caniden-Art in Eurasien ein (WANG & TEDFORD 2008).

Im Pliozän waren die Borophaginae nur mehr durch ein bis zwei Arten der Gattung *Borophagus* vertreten. Sie waren nun stark auf Knochenbrechen spezialisiert und kaum an die immer schnellere Fortbewegung der Beutetiere angepasst. Dies führte am Ende des Pliozäns vermutlich auch zu ihrem Aussterben. Die Caninae hingegen konnten gut mit dem neuen Beutetyp mithalten. Sie etablierten sich erfolgreich in Eurasien und Afrika und erlebten eine weitere Diversifizierung. Als drei Millionen Jahre vor heute eine Verbindung zwischen Nord- und Südamerika entstand, wanderten viele nordamerikanischen Caniden in Südamerika ein. Auch hier fanden sie günstige Bedingungen vor, was in einer starken Radiation der Caniden ihren Ausdruck fand (WANG & TEDFORD 2008).

Bereits im Pleistozän wiesen die Caniden eine nahezu weltweite Verbreitung auf und waren kaum anfällig für die zahlreichen Klimaschwankungen dieser Epoche. Viele Gattungen, wie *Canis*, *Cuon* oder *Lycaon*, zeigten eine Entwicklung in Richtung zunehmender Körpergröße und gesteigerter Hypercarnivorie (WANG & TEDFORD 2008).

Im späten Pleistozän erfolgte die Domestikation der Hunde. Dies geschah vermutlich zeitgleich, aber unabhängig voneinander, an verschiedenen Orten der Erde. Diskutiert werden dazu der Mittlere Osten, Europa und China. (ABEL 1914, WANG & TEDFORD 2008).

Auch in Nord- und Südamerika verloren die Caniden während des Pleistozäns nicht an Bedeutung. Sie wurden zu den Topprädatoren. Ein Beispiel hierfür wäre *Canis dirus*, welcher ein Gewicht von bis zu 68 kg erreichen konnte (WANG & TEDFORD 2008).

Die Caniden-Fauna des Holozäns zeigt ein sehr ähnliches Bild, wie die des Pleistozäns. Alle gegenwärtig existierenden Arten entwickelten sich vermutlich bereits im Spätpleistozän und sind ausschließlich Vertreter der Unterfamilie der Caninae (THENIUS & HOFER 1960, WANG & TEDFORD 2008).

1.1.2 Systematik

Die Canidae sind eine Familie der Ordnung der Carnivora in der Klasse der Mammalia. Die Ordnung der Carnivora wird eingeteilt in die beiden Unterordnungen der Feliformia und der Caniformia, wobei die Caniden zu den letztgenannten gehören. Neben den Caniden zählen die Arctoidea (bestehend aus: Ursidae, Mephitidae, Procyonidae, Mustelidae, Pinnipedia und Ailurus) zu den Caniformia (SCHLIEMANN 2010, SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Familie der Canidae setzt sich nach derzeitigem Wissensstand aus insgesamt 13 Gattungen zusammen, die wiederum 35 Arten umfassen. Es existieren zumindest 172 Taxa dieser Gruppe der Säugetiere. Drei Arten der Canidae, namentlich *Urocyon littoralis*, *Pseudalopex fulvipes* und *Canis rufus*, sind vom Aussterben bedroht. Mit *Canis simensis*, *Cuon alpinus* und *Lycaon pictus* müssen ebenso viele als gefährdet angesehen werden. Eine Art, sowie fünf Unterarten gelten seit 1600 als ausgestorben. Konkret handelt es sich dabei um den Falklandfuchs (*Dusicyon australis* Kerr, 1792), zwei Unterarten des Wolfs [*Canis*

lupus hattai Kishida, 1931 und *Canis lupus hodophilax* (Temminck, 1839)], zwei Unterarten des Rotwulfs [*Canis rufus rufus* (Audubon & Bachman, 1851) und *Canis rufus floridanus* (Müller, 1912)] und um eine *Vulpes*-Unterart [*Vulpes macrotis macrotis* (Merriam, 1888)] (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Grob lassen sich die rezenten Caniden in zwei Gruppen einteilen. Die fuchsartigen Caniden sind eher kleine Vertreter mit einem niedrigeren, diploiden Chromosomensatz von 36 – 66 Chromosomen. Die Wolfsartigen zeichnen sich durch mittelgroße bis große Mitglieder mit 74 – 78 Chromosomen aus. Zu ihnen gehören die Wölfe, Schakale, Kojoten und Hunde (SILLERO-ZUBIRI 2009).

1.1.3 Morphologie

Allgemein

Die Canidae sind eine relativ einheitliche Familie. Es finden sich in dieser Gruppe kleine bis relativ große Vertreter. Laut WALKER et al. (1964) liegt ihre Größe, gemessen vom Kopf bis zur Schwanzspitze, zwischen 45 cm und 189 cm. SILLERO-ZUBIRI (2009) gibt mit 45,8 cm und 182 cm recht ähnliche Zahlen für den Größenbereich der Caniden an. Das Gewicht schwankt zwischen weniger als 1 kg und mehr als 60 kg. WALKER et al. (1964) sprechen sogar von bis zu 75 kg. Dabei lässt sich ein geografisches Muster identifizieren. Große Caniden werden mit Gebieten assoziiert, die ein reiches Nahrungsangebot liefern und so einem hohen Energiebedarf gerecht werden. Kleinere Vertreter verbindet man stärker mit weniger produktiven Habitaten, häufig ariden Gegenden (SCHLIEMANN 2010, SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

Was die Körperform betrifft, so gibt es hier, mit wenigen Ausnahmen, nur relativ geringe Abweichungen. Das Aussehen entspricht im Wesentlichen entweder dem fuchs- oder dem wolfsartigen Morphotyp. Die Mitglieder dieser Familie sind gut an die laufende Fortbewegung und die Verfolgung von Beute in offenem Gelände angepasst. Ihre muskulösen, schlanken und langgestreckten Körper, ihre langen Glieder und ihre digitigraden Füße machen sie zu fähigen Läufern. Von den ursprünglich fünf Zehen ist jeweils die erste reduziert, sodass Caniden nur über vier funktionelle Zehen verfügen. Lediglich an den Vorderfüßen findet man bei allen Caniden-Arten, mit Ausnahme von *Lycaon pictus*, eine rudimentäre fünfte

Zehe. Die Zehen haben stumpfe, nicht rückziehbare Krallen. Eine zusätzliche Erscheinung, die die laufende Fortbewegung von *Lycaon pictus* und vielen *Canis*-Arten unterstützt, ist eine Fusion des Os scaphoideums und des Os lunatum des Handgelenks (PETERS 1993, SCHLIEHMANN 2010, SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

Des Weiteren zeichnen sich die Vertreter dieser Familie durch mehr oder weniger dreieckig geformte, längliche Schädel und damit ebenfalls lange, spitze Schnauzen, sowie kräftig entwickelte Kiefer aus. Am Sagittalkamm setzt die gut ausgeprägte Kiefermuskulatur an. Sie ermöglicht einen kräftigen Kieferschluss und ist so ideal für das Packen, Beißen und Festhalten der Beutetiere. Die relativ große Bulla auditiva ist ein anatomisches Schlüsselmerkmal der Caniden. Dieses Element hat sich im Laufe der Evolution kaum verändert, was eine leichte Identifikation der Fossilien gewährleistet (PETERS 1993, SCHLIEHMANN 2010, SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

Auch die aufrechten Ohren besitzen, wie der Schädel, eine nahezu dreieckige Form. Das Haarkleid setzt sich aus dem kurzen, dichten Unterfell und längeren Deckhaaren zusammen. Die Caniden haben zumeist einfarbiges oder gesprenkeltes Fell. Lediglich *Canis adustus* besitzt, wie der deutsche Name „Streifenschakal“ schon sagt, Streifen an seinen Seiten. *Lycaon pictus* ist gefleckt. Die allgemeine Bandbreite der Färbung umfasst verschiedene Braun- und Grautöne, schwarz, weiß, ocker und rötliche Ausprägungen. Die Bauchseite ist zumeist heller und der buschige Schwanz der Caniden endet häufig in einer weißen oder schwarzen Spitze (PETERS 1993, SCHLIEHMANN 2010, SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

Caniden zeigen keinen bis sehr geringen Sexualdimorphismus. Ist ein solcher gegeben, äußert er sich in einem leichten Größenunterschied. Die Männchen sind dann geringfügig größer als die Weibchen. Das Gesäuge der weiblichen Caniden besteht aus 3 bis 7 Zitzenpaaren. Ein Charakteristikum der männlichen Caniden ist außerdem das Baculum, der gut entwickelte, geriffelte Penisknochen (PETERS 1993, SCHLIEHMANN 2010, SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

Aufgrund seiner Relevanz für diese Arbeit soll im Folgenden das Gebiss der Caniden gesondert betrachtet und näher beschrieben werden.

Das Gebiss

Das Gebiss der Caniden zeigt sich recht einheitlich und unspezialisiert zwischen den einzelnen Arten. Die Zahnformel ist unreduziert und darf als relativ ursprünglich angesehen werden. In jeder Kieferhälfte findet man drei Incisivi, einen Caninus, vier Prämolaren und drei Molaren im Unterkiefer bzw. zwei Molaren im Oberkiefer (SCHLIEMANN 2010, SILLERO-ZUBIRI 2009).

Folgt man der Schreibweise von GÖRNER (1988) so ergibt dies für Caniden folgende grundlegende Zahnformel:

$$\frac{3 \ 1 \ 4 \ 2}{3 \ 1 \ 4 \ 3} = 42 \text{ Zähne}$$

Rezente Caniden haben, mit wenigen Ausnahmen, also 42 Zähne. Eine besonders nennenswerte Abweichung von der typischen Zahnformel zeigt *Otocyon megalotis*. *Otocyon megalotis* hat als einziger lebender Vertreter der terrestrischen Eutheria 4 bis 5 funktionelle Molaren pro Unterkieferhälfte und weist als Unikat unter den Caniden 3 bis 4 Molaren pro Oberkieferhälfte auf. Dies ergibt in Summe 46 bis 50 Zähne, eine Anzahl, die von keinem anderen nicht-marsupialen Landsäugetier erreicht wird (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die beiden anderen Ausnahmen stellen *Speothos venaticus* und *Cuon alpinus* dar. Ersterer besitzt im Oberkiefer lediglich einen Molar, im Unterkiefer auch nur zwei. Dies ergibt eine niedrigere Gesamtzahl von 38 Zähnen. *Cuon alpinus* weist ebenfalls eine Reduktion der Molaren auf. Bei ihm findet man sowohl im Unter- als auch im Oberkiefer zwei Molaren, was zu insgesamt 40 Zähnen im Gebiss führt (WALKER et al. 1964).

Ein besonderes Merkmal der rezenten Carnivora, und damit auch der Caniden, ist der Brechscherenapparat. Dieser wird aus den Reißzähnen gebildet, also dem vierten Prämolaren des Oberkiefers (P4) und dem ersten Molaren des Unterkiefers (m1). Die schneidenden Kanten der beiden Reißzähne wirken beim Schließen des Kiefers gegeneinander. Das Gebiss der Carnivora eignet sich damit hervorragend für das Zerschneiden von Bindegewebe, Muskulatur und sogar zum Zerkauen von Knochen (SCHLIEMANN 2010).

Die Incisivi der Caniden sind normal ausgeprägt. Die Canini haben bei sämtlichen Mitgliedern der Familie eine lange und zugespitzte Form. Die scharfkantigen Prämolaren besitzen einen Haupthöcker und berühren einander nicht,

ausgenommen der letzte obere Prämolare und die Molaren. Die Molaren der Caniden sind gut ausgebildet und bei allen Caniden-Arten die größten Zähne im Gebiss. Sämtliche Molaren sind bunodont. Eine Ausnahme stellt lediglich der m1 dar. Der letzte Molar des Oberkiefers (M2) weist quer zur Oberkieferlängsachse seine größte Länge auf. Er ist damit breiter als lang (PETERS 1993, SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

Bei hypercarnivoren Arten ist der Brechscherenapparat besonders gut ausgeprägt. Wie bei *Cuon alpinus*, welcher seinen letzten unteren Backenzahn dafür verloren hat, kann dies auf Kosten der Molaren gehen. Bei hypocarnivoren Formen sind hingegen die Molaren zum Mahlen der Nahrung stärker ausgebildet, die Brechscheren tritt hier merklich in den Hintergrund. Größere Caniden ernähren sich oft stärker carnivor, um ihren Energiebedarf zu decken. Mit steigender Körpergröße geht demnach häufig ein hypercarnivores Gebiss einher. Zu finden ist es aber auch bei kleineren Formen, wenn auch deutlich seltener (SILLERO-ZUBIRI 2009).

1.1.4 Jagd- und Ernährungsgewohnheiten

Die Caniden haben sehr vielseitige Ernährungsgewohnheiten. Diese reichen vom reinen Fleischfresser bis zu einer Ernährung mit weniger als 5 Prozent Protein. Grundsätzlich teilt man die Caniden in klein, mittelgroß und groß ein. Kleine Hunde erreichen ein Gewicht von maximal 6 kg, große Hunde wiegen mehr als 13 kg. Dazwischen liegen die mittelgroßen Caniden. Wichtig ist diese Einteilung, da es in jeder Gruppe charakteristische Jagd- und Ernährungsgewohnheiten gibt. Kleinere Vertreter ernähren sich meist omnivor. Als Beute dienen Säugetiere, Vögel, Reptilien, Amphibien, Fische, Wirbellose, aber auch pflanzliches Material und Aas. Größere Caniden, wie *Canis lupus*, sind zumeist stärker auf Fleisch ausgerichtet. Sie jagen überwiegend mittelgroße bis große Säugetiere, wobei die Beutetiere durchaus größer als die Jäger sein können. Weiters schrecken Caniden auch nicht davor zurück, Nutztiere des Menschen zu erbeuten, oder Nahrung auf Müllhalden und in Mistkübeln zu suchen (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Bei den Füchsen gibt es größtenteils keine besonderen Ernährungsunterschiede zwischen den verschiedenen Arten. Die Futterwahl wird primär durch das Angebot bestimmt und unterliegt häufig saisonalen Schwankungen (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Es existieren aber auch einige nennenswerte Spezialisten unter den Caniden. *Chrysocyon brachyurus*, welcher eigentlich zu den großen Caniden zählt, ernährt sich hauptsächlich von Nagetieren und Früchten. Auch *Canis simensis* ist auf tagaktive Nagetiere spezialisiert. *Otocyon megalotis* wiederum ist oft in der Nähe großer Huftierherden zu finden. Seine bevorzugte Beute sind Insekten, welche häufig gemeinsam mit den Herden auftreten und zu denen beispielsweise der Mistkäfer gehört. Neben diesen ernährt sich der Löffelhund, ebenso wie *Pseudalopex vetulus*, auch noch von Termiten (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Eine weitere Besonderheit weisen die wolfsartigen Caniden auf. Sie können als einzige Vertreter der Carnivora zuvor gefressenes Futter wieder für ihre Jungen hervorwürgen. Von vulpinen Caniden ist dies nicht bekannt. Sie legen dafür aber Vorräte an (SILLERO-ZUBIRI 2009).

In den gemäßigten Breiten sind die Caniden sowohl tagsüber als auch nachts aktiv. In wärmeren Lebensräumen, wie den Tropen, bevorzugen sie die frühen Morgenstunden oder die Abenddämmerung. Was die Aktivität im Jahresverlauf betrifft, so halten Caniden, mit Ausnahme von *Nyctereutes procyonoides*, keinen Winterschlaf. Sie jagen also das gesamte Jahr über. Caniden besitzen ein sehr gutes Gehör, verlassen sich bei der Jagd aber hauptsächlich auf ihren ausgeprägten Geruchssinn (WALKER et al. 1964).

Was das Jagdverhalten konkret angeht, so zeigt sich auch hier eine große Bandbreite. Die Jagd erfolgt einzeln, in Pärchen oder in unterschiedlich großen Gruppen. Um die Beute zu erlegen, wird diese häufig auf kurze Strecken gehetzt, aus Erdhöhlen ausgegraben, aber auch schwimmend im Wasser verfolgt.

Größere Caniden tendieren eher dazu, in Gruppen zu jagen, um größere Beute erlegen zu können. Es hat sich gezeigt, dass das Jagen in Gruppen ihren Jagderfolg dabei deutlich steigert. Ab einer gewissen Gruppengröße muss aber sehr häufig gejagt werden, was wiederum viel Energie kostet. Daher hat es sich für die größeren Caniden bewährt, in nicht allzu großen Gruppen zu jagen.

Mittelgroße Caniden sind in ihrem Jagdverhalten flexibler. Kojoten beispielsweise jagen kleinere Tiere allein, größere eher im Verband (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Eine interessante Jagdtechnik zeigt *Canis adustus*. Er springt auf die Zweige von Büschen und stampft auf den Boden um Käfer und Heuschrecken aufzuscheuchen und diese dann mit einer flinken Bewegung zu schnappen.

Füchse jagen meist alleine. Auch wenn sie sich immer wieder begegnen, so haben sie zumeist fixe, voneinander getrennte Jagdreviere. Die besten sichern sich dabei die dominanten Füchse. Nagetiere werden mit dem typischen „Maussprung“ gefangen. Dabei springen die Füchse bis zu einem Meter in die Höhe, um dann mit den Vorderpfoten voran auf der Beute zu landen. Diese Technik soll dem vertikalen Luftsprung der Mäuse bei der Flucht entgegenwirken (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Erwähnenswert wäre noch *Speothos venaticus*, dessen Lebensraum die tropischen Wälder sind. Er jagt seine Beute in Gruppen. Die Jagd wird dabei durch Zurufe unter den Mitgliedern koordiniert, was vermutlich auf die mangelnden visuellen Möglichkeiten in diesem Habitat zurückgeführt werden kann. (SILLERO-ZUBIRI 2009)

1.1.5 Verbreitung

Die Canidae kommen beinahe weltweit vor, ausgenommen sind lediglich die Antarktis, Neuseeland, Neuguinea, Melanesien, Polynesien, die Molukken, Sulawesi, Taiwan, Madagaskar, die Westindischen Inseln und einige weitere ozeanische Inseln. Ihr Verbreitungsgebiet weist damit eine Ausdehnung auf, die bei keiner anderen Carnivorenfamilie gefunden werden kann. Vertreter der Caniden bewohnen die verschiedensten Lebensräume, angefangen bei den tropischen Wäldern, Waldland, Savannen, Wüsten, alpinen Heidelandschaften, bis hin zur Arktis. Zudem werden sie in sämtlichen Höhenlagen gefunden, vom Meeressniveau bis in Höhen von über 5000 m (SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

Im Folgenden wird die Verbreitung der einzelnen Caniden-Arten gesondert betrachtet. Die Verbreitungskarten stammen dabei allesamt aus WILSON & MITTERMEIER (2009) und geben nur das ungefähre Ausbreitungsgebiet wieder.

Die Gattung *Canis* Linnaeus, 1758

1. *Canis lupus* Linnaeus, 1758 – Wolf

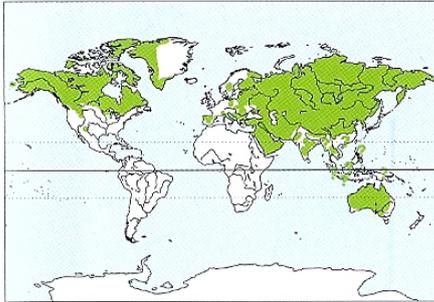


Abb. 1: Verbreitungskarte von *Canis lupus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 413)

Wie Abbildung 1 zeigt, weist *Canis lupus* eine sehr weite Verbreitung auf. Am amerikanischen Kontinent findet man ihn in Alaska, Kanada einschließlich der kanadischen Hocharktis, auf Grönland, in den USA und Mexiko. Des Weiteren kommt er beinahe in ganz Asien inklusive des Nahen Ostens, sowie im Nordosten Afrikas vor. Weniger flächendeckend tritt er in Europa auf. Hier findet man ihn vor allem in Nord- und Osteuropa, auf der Iberischen Halbinsel, in Italien, in den Balkanländern und in Skandinavien. Mit der Unterart *Canis lupus dingo* existiert auch ein Vertreter in Australien (GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983, SILLERO-ZUBIRI 2009).

2. *Canis rufus* Audubon & Bachman, 1851 – Rotwolf

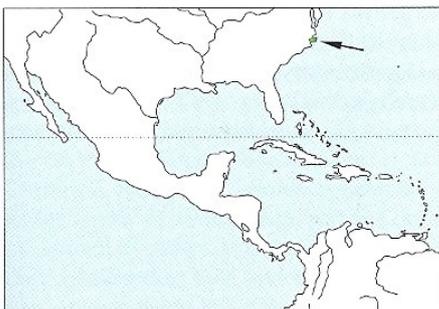


Abb. 2: Verbreitungskarte von *Canis rufus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 415)

Das Vorkommen von *Canis rufus* beschränkt sich auf den Osten North-Carolinas (Abb. 2, SILLERO-ZUBIRI 2009).

3. *Canis latrans* Say, 1823 – Kojote

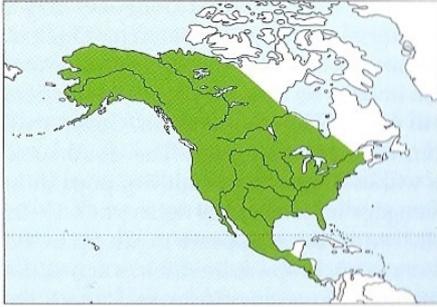


Abb. 3: Verbreitungskarte von *Canis latrans* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 415)

Abbildung 3 veranschaulicht die Verbreitung von *Canis latrans*. Er kommt beinahe am gesamten nordamerikanischen Kontinent vor, also in Alaska, Kanada, den USA, Mexiko, Guatemala, im Westen von Honduras, Belize, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica und Panama (SILLERO-ZUBIRI 2009).

4. *Canis simensis* Rüppell, 1835 – Äthiopien-Wolf

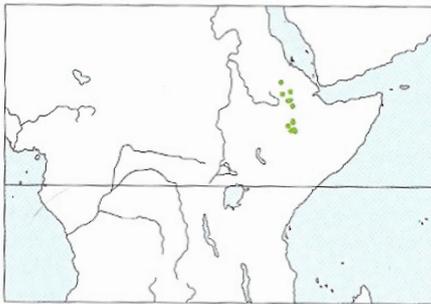


Abb. 4: Verbreitungskarte von *Canis simensis* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 416)

Die grünen Punkte (Abb. 4) markieren das Verbreitungsgebiet von *Canis simensis* im Bereich des äthiopischen Rift Valleys. Er ist ausschließlich hier zu finden und bevorzugt Höhenlagen über der Baumgrenze (3200 m – 4500 m), sowie offene Flächen mit niedrigem und nicht zu starkem Bewuchs (SILLERO-ZUBIRI 2009).

5. *Canis aureus* Linnaeus, 1758 – Goldschakal

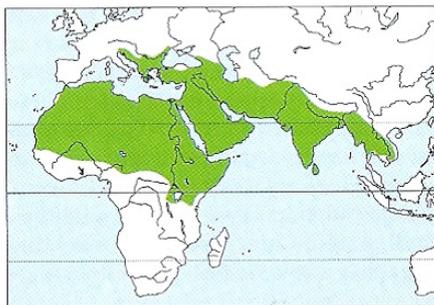


Abb. 5: Verbreitungskarte von *Canis aureus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 417)

Aus Abbildung 5 ist die relativ weite Verbreitung von *Canis aureus* in Nord- und Nordostafrika ersichtlich. Die Grenze verläuft zwischen dem Senegal im Westen und Kenia im Osten. Weitere Vorkommen erstrecken sich von Europa (Österreich, Italien, Balkanhalbinsel) über die Türkei, die Arabische Halbinsel, Iran, Irak bis nach Zentralasien, Indien, Sri Lanka, Myanmar Thailand und Teile Indochinas (GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983, SILLERO-ZUBIRI 2009).

6. *Canis adustus* Sundevall, 1847 – Streifenschakal

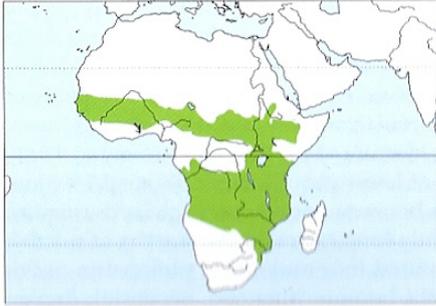


Abb. 6: Verbreitungskarte von *Canis adustus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 418)

Canis adustus lebt ausschließlich in Afrika (Abb. 6), nicht jedoch in den nördlichsten und südlichsten Teilen des Kontinents (SILLERO-ZUBIRI 2009).

7. *Canis mesomelas* Schreber, 1775 – Schabrackenschakal

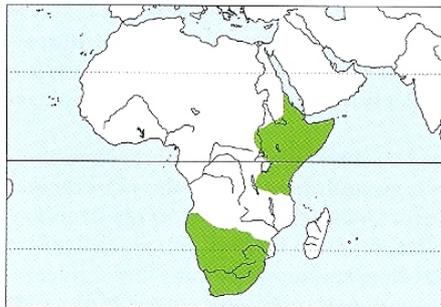


Abb. 7: Verbreitungskarte von *Canis mesomelas* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 419)

Auch Abbildung 7 lässt ein exklusiv auf Afrika beschränktes Verbreitungsgebiet von *Canis mesomelas* erkennen. Er existiert lediglich in Ost- und Südafrika (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Cuon* Hodgson 1838

8. *Cuon alpinus* (Pallas, 1811) – Asiatischer Wildhund

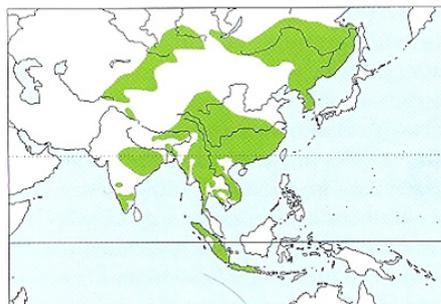


Abb. 8: Verbreitungskarte von *Cuon alpinus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 423)

Abbildung 8 dokumentiert den Lebensraum von *Cuon alpinus*. Dieser umfasst Zentral- und Ostrussland, China, Indien, Bhutan, Bangladesh, Südostasien und die Inseln Sumatra und Java (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Lycaon* Brookes, 1827

9. *Lycaon pictus* (Temminck, 1820) – Afrikanischer Wildhund

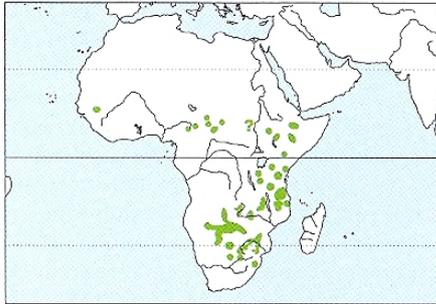


Abb. 9: Verbreitungskarte von *Lycaon pictus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 424)

Lycaon pictus kommt in Afrika (Abb. 9) südlich der Sahara vor. Die größten Populationen existieren in Botswana, Tansania und Simbabwe, weitere in der Zentralafrikanischen Republik, Äthiopien, Kenia, Mosambik, Namibia, Südafrika, Sudan und Sambia. Eventuell gibt es noch einige kleinere, weniger als 100 Individuen umfassende Populationen im Kamerun, Tschad, Senegal und Somalia (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Chrysocyon* C.E.H. Smith, 1839

10. *Chrysocyon brachyurus* (Illiger, 1815) – Mähnenwolf

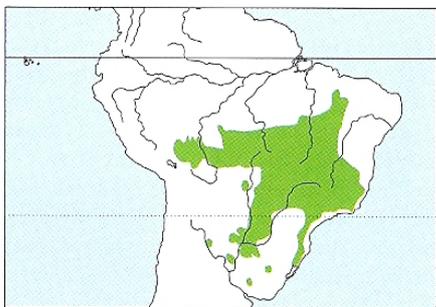


Abb. 10: Verbreitungskarte von *Chrysocyon brachyurus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 424)

Chrysocyon brachyurus ist eine endemische Art Südamerikas (Abb. 10) und tritt vor allem in dessen Zentrum auf (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Speothos* Lund, 1839

11. *Speothos venaticus* (Lund, 1842) – Waldhund

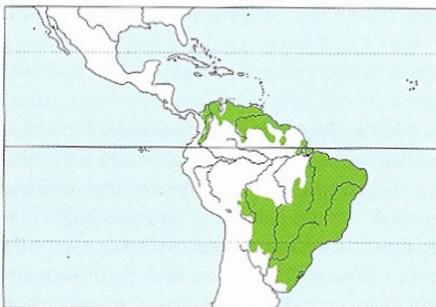


Die grüne Fläche stellt das Verbreitungsgebiet von *Speothos venaticus* dar (Abb. 11). Dieser wird in Panama, Kolumbien, Venezuela, den Guyanas, Ecuador, Brasilien, Peru, Bolivien, Paraguay und Argentinien angetroffen (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 11: Verbreitungskarte von *Speothos venaticus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 425)

Die Gattung *Cerdocyon* C.E.H. Smith, 1839

12. *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766) – Savannenfuchs



Cerdocyon thous weist eine ähnliche Verbreitung wie der Waldhund auf, nämlich Kolumbien, Venezuela, die Guyanas, Brasilien, Bolivien, Argentinien, Paraguay und Uruguay. Dies ist auch Abbildung 12 zu entnehmen (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 12: Verbreitungskarte von *Cerdocyon thous* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 426)

Die Gattung *Atelocynus* Cabrera, 1940

13. *Atelocynus microtis* (Sclater, 1883) – Kurzohrfuchs

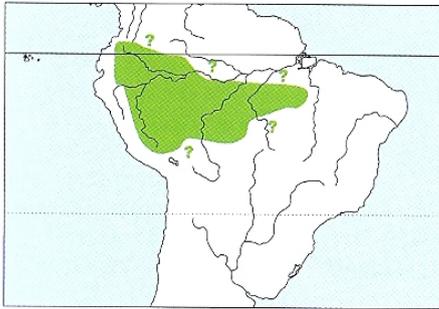
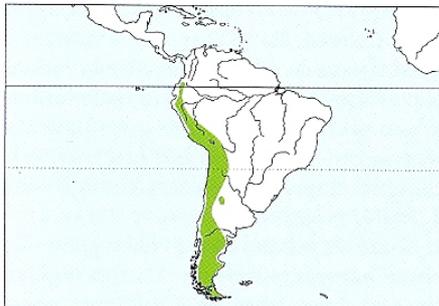


Abbildung 13 lässt erkennen, dass sich das Vorkommen von *Atelocynus microtis* auf Südamerika beschränkt. Zu finden ist er im Amazonastiefland, in Kolumbien, Ecuador, Brasilien, Peru und Bolivien (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 13: Verbreitungskarte von *Atelocynus microtis*
(Wilson & Mittermeier 2009, S. 427)

Die Gattung *Pseudalopex* Burmeister, 1856

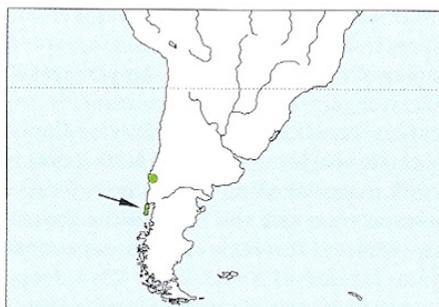
14. *Pseudalopex culpaeus* (Molina, 1782) – Andenfuchs



Der Lebensraum von *Pseudalopex culpaeus* konzentriert sich, wie Abbildung 14 zeigt, vor allem auf die Westküste Südamerikas, auf Südkolumbien, die Anden Ecuadors, Peru, Bolivien, Chile und Argentinien (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 14: Verbreitungskarte von *Pseudalopex culpaeus*
(Wilson & Mittermeier 2009, S. 429)

15. *Pseudalopex fulvipes* (Martin, 1837) – Darwin-Fuchs



Bei *Pseudalopex fulvipes* handelt es sich um eine endemische Art Chiles (Abb. 15). Sie kommt in zwei von einander getrennten Gebieten vor. Zum einen existiert sie auf der großen Insel von Chiloé, zum anderen im Nahuelbuta Nationalpark auf dem Festland. Hinweise sprechen außerdem für eine neue Population in Punta Chan Chan im Norden von Valdivia (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 15: Verbreitungskarte von *Pseudalopex fulvipes*
(Wilson & Mittermeier 2009, S. 429)

16. *Pseudalopex griseus* (Gray, 1837) – Argentinischer Kampfuchs

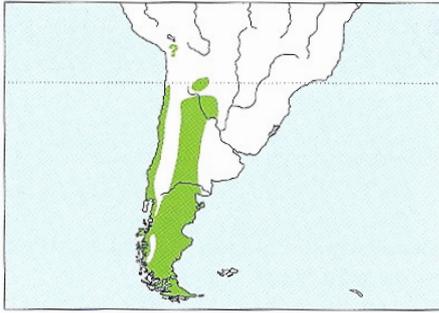
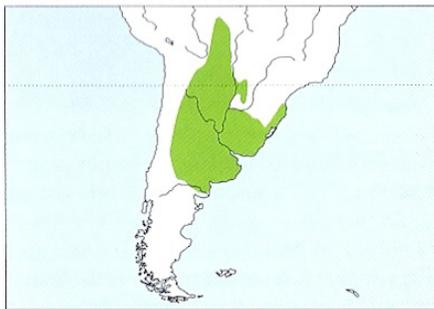


Abbildung 16 dokumentiert den Lebensraum von *Pseudalopex griseus*. Dieser umspannt vor allem Argentinien und Chile. Vorkommen im Süden Perus sind möglich (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 16: Verbreitungskarte von *Pseudalopex griseus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 430)

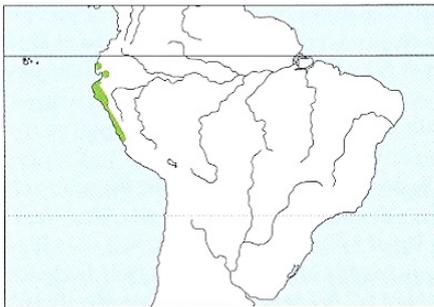
17. *Pseudalopex gymnocercus* (Fischer, 1814) – Pampasfuchs



Pseudalopex gymnocercus tritt ausschließlich in Südamerika auf, genauer in Argentinien, Südostbrasilien, Paraguay und Uruguay (Abb. 17, SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 17: Verbreitungskarte von *Pseudalopex gymnocercus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 431)

18. *Pseudalopex sechurae* (Thomas, 1900) – Sechura-Fuchs



Die kleine, grüne Fläche (Abb. 18) umfasst das Verbreitungsgebiet von *Pseudalopex sechurae*. Er ist an der Küste im Nordwesten Perus und Südwesten Ecuadors, zwischen dem 3. und 12. südlichen Breitengrad, zu finden (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Abb. 18: Verbreitungskarte von *Pseudalopex sechurae* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 431)

19. *Pseudalopex vetulus* (Lund, 1842) – Brasilianischer Kampfuchs

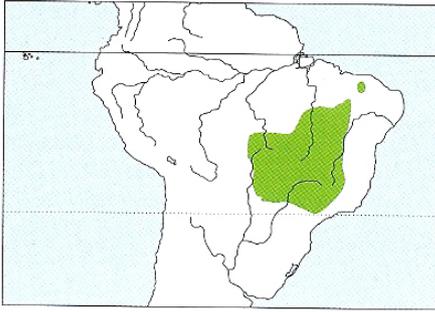


Abb. 19: Verbreitungskarte von *Pseudalopex vetulus*
(Wilson & Mittermeier 2009, S. 432)

Abbildung 19 stellt das Verbreitungsgebiet von *Pseudalopex vetulus* dar. Dieses beschränkt sich auf die Cerrados des brasilianischen Berglandes (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Urocyon* Baird, 1857

20. *Urocyon cinereoargenteus* (Schreber, 1775) – Graufuchs

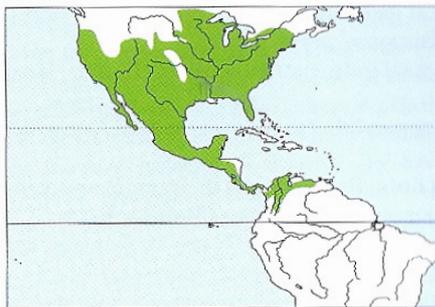


Abb. 20: Verbreitungskarte von *Urocyon cinereoargenteus*
(Wilson & Mittermeier 2009, S. 432)

Urocyon cinereoargenteus wird in Süd- und Südostkanada, den USA, Mexiko Südnicaragua, Costa Rica und Panama angetroffen. Wie in Abbildung 20 zu sehen, existieren auch Vorkommen auf dem Südkontinent, genauer in Kolumbien und Venezuela (SILLERO-ZUBIRI 2009).

21. *Urocyon littoralis* (Baird, 1858) – Insel-Graufuchs

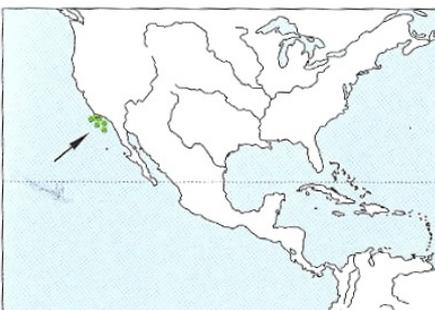


Abb. 21: Verbreitungskarte von *Urocyon littoralis* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 433)

Die Art *Urocyon littoralis* konzentriert sich, in Abbildung 21 durch einen Pfeil markiert, auf einige Inseln im Südwesten der USA. Namentlich sind dies San Miguel, Santa Catalina, San Clemente, San Nicolas und Santa Rosa (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Nyctereutes* Temminck, 1839

22. *Nyctereutes procyonoides* (Gray, 1834) – Marderhund

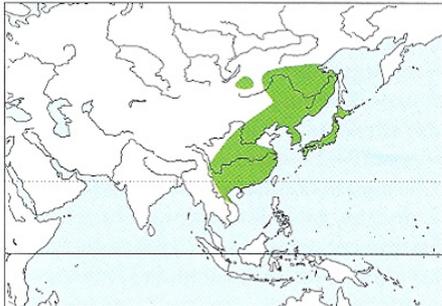


Abb. 22: Verbreitungskarte von *Nyctereutes procyonoides* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 435)

Das zentrale Verbreitungsgebiet von *Nyctereutes procyonoides* ist Ostasien (Abb. 22). Anfang des 20. Jahrhunderts wurde er zur Pelzgewinnung nach Russland importiert und konnte sich von dort aus weiter ausbreiten. Heute ist er primär in Asien anzutreffen, nämlich im Südosten Russlands, im Osten der Mongolei, auf der Koreanischen Halbinsel, in Japan, China und im Norden Indochinas.

Eine Unterart ist mittlerweile im Westen Russlands und in verschiedenen europäischen Ländern zu finden, darunter die baltischen Staaten, Weißrussland, Bulgarien, die Tschechische Republik, Finnland, Deutschland, Ungarn, Moldawien, Polen, Rumänien, Serbien, die Slowakei, Schweden und die Ukraine. Des Weiteren findet man den Marderhund zeitweise in Österreich, Bosnien, Dänemark, Frankreich, in den Niederlanden, Norwegen, Slowenien und in der Schweiz (GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983, SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Otocyon* Müller, 1836

23. *Otocyon megalotis* (Desmarest, 1822) – Löffelhund

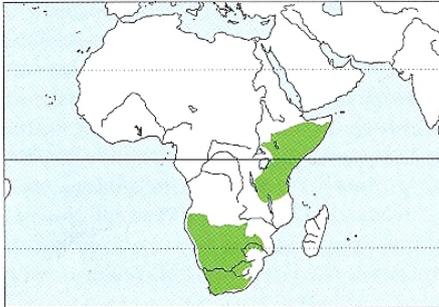


Abb. 23: Verbreitungskarte von *Otocyon megalotis* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 435)

Bei *Otocyon megalotis* handelt es sich um eine endemische Art Afrikas. Ihre Verbreitung im Osten und Süden dieses Kontinents wird in Abbildung 23 demonstriert (SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Alopex* Kaup, 1829

24. *Alopex lagopus* (Linnaeus, 1758) – Polarfuchs

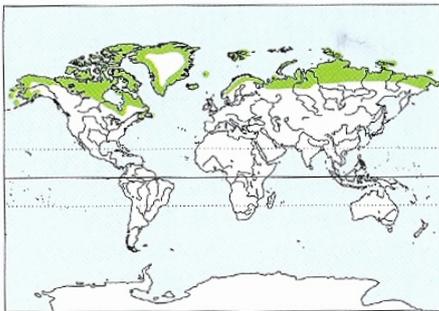


Abb. 24: Verbreitungskarte von *Alopex lagopus* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 436)

Alopex lagopus kommt zirkumpolar praktisch in sämtlichen arktischen Tundrenhabitaten vor. Wie in Abbildung 24 zu sehen, findet er sich damit vor allem in Russland (ostwärts bis nach Kamtschatka), Skandinavien, Island, auf vielen arktischen Inseln, Grönland, Spitzbergen und in nördlichen Regionen Nordamerikas inklusive Alaska (GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983, SILLERO-ZUBIRI 2009).

Die Gattung *Vulpes* Frisch, 1775

25. *Vulpes velox* (Say, 1823) – Prärie-Flinkfuchs



Abb. 25: Verbreitungskarte von *Vulpes velox* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 437)

Abbildung 25 dokumentiert den Lebensraum von *Vulpes velox*. Dieser beschränkt sich auf die Great Plains in den USA, sowie auf die Gegend um Alberta und Saskatchewan in Südkanada (SILLERO-ZUBIRI 2009).

26. *Vulpes macrotis* Merriam, 1888 – Wüsten-Flinkfuchs

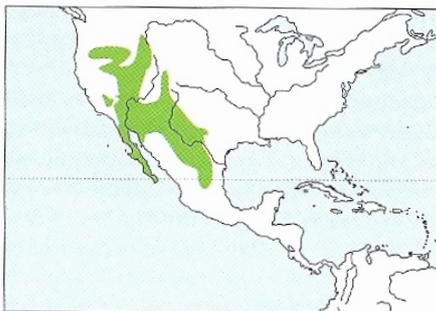


Abb. 26: Verbreitungskarte von *Vulpes macrotis* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 438)

Vulpes macrotis existiert im Südwesten der USA, im Bereich des Great Basin, Kalifornien, Arizona, Colorado, New Mexiko und Texas (Abb. 26). Zudem findet man ihn in Nord-, Nordwest- und Zentralmexiko. Zu nennen wären hier vor allem Sonora und Baja California (SILLERO-ZUBIRI 2009).

27. *Vulpes vulpes* (Linnaeus, 1758) – Rotfuchs

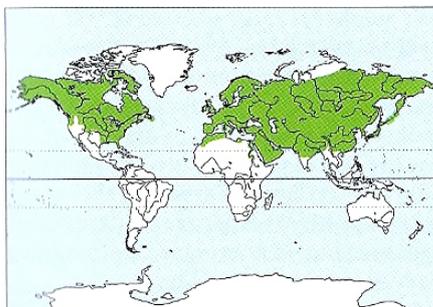


Abb. 27: Verbreitungskarte von *Vulpes vulpes* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 441)

Wie aus Abbildung 27 zu entnehmen ist, weist *Vulpes vulpes* eine sehr weite Verbreitung auf. Diese umfasst einen Großteil des nordamerikanischen Kontinents, mit Kanada und den USA inklusive Alaska. Weiters besiedelt er nördliche, nordöstliche und nordwestliche Teile Afrikas, die Arabische Halbinsel und Asien. Mit Ausnahme von Island, den Balearen, Malta, Kreta und Zypern ist er in ganz Europa zu finden. Neben dem Dingo stellt

der Rotfuchs die zweite Caniden-Art Australiens dar (GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983, SILLERO-ZUBIRI 2009).

28. *Vulpes corsac* (Linnaeus, 1768) – Steppenfuchs

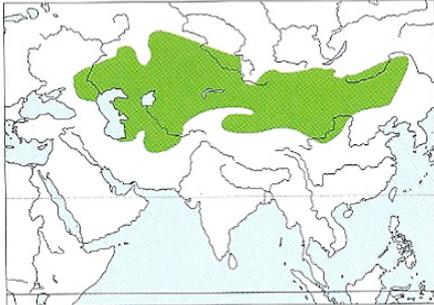


Abb. 28: Verbreitungskarte von *Vulpes corsac* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 442)

Wie in Abbildung 28 zu sehen, ist die primäre Heimat von *Vulpes corsac* Asien. Er dringt aber sogar bis nach Osteuropa vor. Zentrum der Verbreitung sind Russland, Kasachstan, die Mongolei und der Norden Chinas, wobei der Steppenfuchs aber durchaus auch bis in den Norden des Irans und Afghanistans vordringt (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, SILLERO-ZUBIRI 2009).

29. *Vulpes ferrilata* (Hodgson, 1842) – Tibet-Fuchs

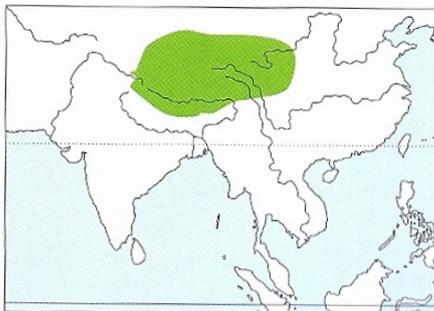


Abb. 29: Verbreitungskarte von *Vulpes ferrilata* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 442)

Wie der deutsche Name schon sagt, findet man *Vulpes ferrilata* nur im Hochland von Tibet, welches in Abbildung 29 grün gekennzeichnet ist (SILLERO-ZUBIRI 2009).

30. *Vulpes bengalensis* (Shaw, 1800) – Bengalfuchs

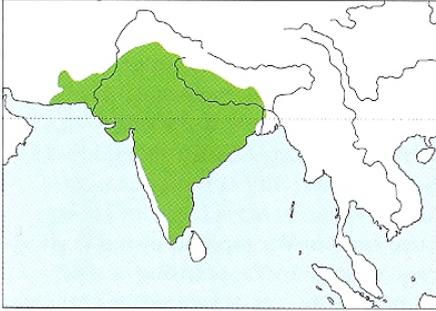


Abb. 30: Verbreitungskarte von *Vulpes bengalensis* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 443)

Vulpes bengalensis kommt fast ausschließlich in Indien vor (Abb. 30). Sein Verbreitungsgebiet reicht von den Vorgebirgen des Himalayas in Nepal bis zur Südspitze Indiens. Zusätzlich trifft man den Bengalfuchs auch noch in Bangladesch und Pakistan an (SILLERO-ZUBIRI 2009).

31. *Vulpes pallida* (Cretzschmar, 1826) – Blassfuchs

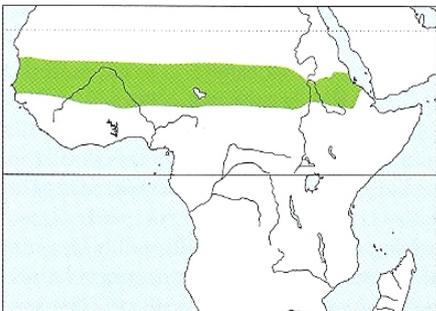


Abb. 31: Verbreitungskarte von *Vulpes pallida* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 443)

Vulpes pallida wird von der Westküste bis zur Ostküste Afrikas angetroffen, im Bereich von Südmauretanien, dem Senegal, Mali, Burkina Faso, im Norden und Nordosten Nigerias, im Norden Kameruns, in Niger, Tschad, Südlibyen, Sudan, Äthiopien und Eritrea (SILLERO-ZUBIRI 2009). Seine Verbreitung kann Abbildung 31 entnommen werden.

32. *Vulpes rueppellii* (Schinz, 1825) – Sandfuchs

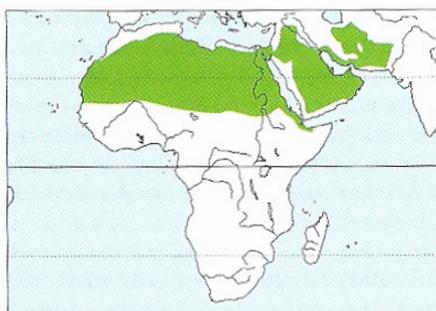


Abb. 32: Verbreitungskarte von *Vulpes rueppellii* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 444)

Der Lebensraum von *Vulpes rueppellii* erstreckt sich über West- und Nordafrika bis nach Somalia im Osten und reicht über die Arabische Halbinsel weiter bis in den Iran, Afghanistan und Pakistan (Abb. 32). Er ist ein typisches Element der Sand- und Kieswüsten (AULAGNIER et al. 2009, SILLERO-ZUBIRI 2009).

33. *Vulpes chama* (Smith, 1833) – Kap-Fuchs

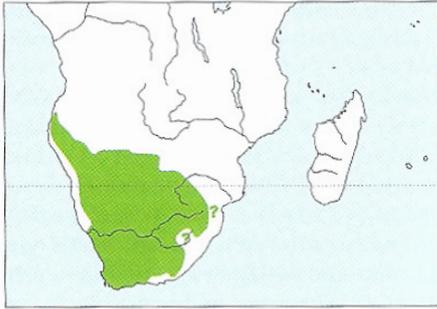


Abb. 33: Verbreitungskarte von *Vulpes chama* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 444)

Das Verbreitungsgebiet von *Vulpes chama* beschränkt sich auf Südafrika (Abb. 33). Seine nördlichste Grenze liegt im Südwesten Angolas, ungefähr auf der Höhe des 15. südlichen Breitengrads (SILLERO-ZUBIRI 2009).

34. *Vulpes cana* (Blanford, 1877) – Afghanfuchs

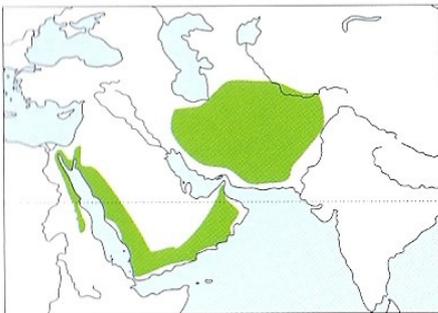


Abb. 34: Verbreitungskarte von *Vulpes cana* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 445)

Abbildung 34 zeigt die Verbreitung von *Vulpes cana*. Populationen in Ägypten, Israel, Jordanien, Saudi Arabien, Oman und in den Vereinigten Arabischen Emiraten sind bekannt. Weitere Vorkommen existieren im Iran, in Pakistan, Afghanistan, Tadschikistan, Turkmenistan und Usbekistan (SILLERO-ZUBIRI 2009).

35. *Vulpes zerda* (Zimmermann, 1780) – Fennek

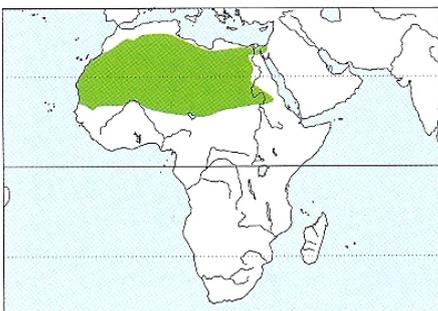


Abb. 35: Verbreitungskarte von *Vulpes zerda* (Wilson & Mittermeier 2009, S. 445)

Abbildung 35 zeigt die Verbreitung von *Vulpes zerda*. Dieser lebt in den Sandwüsten und Halbwüsten Nordafrikas (AULAGNIER et al. 2009, SILLERO-ZUBIRI 2009).

Folgende Tabelle stellt eine Zusammenfassung obiger Informationen zur Verbreitung der einzelnen Caniden-Arten dar. Sie bietet damit einen Überblick über Vorkommen auf den verschiedenen Kontinenten. Ein Plus bedeutet dabei die Existenz der Art auf dem Kontinent, ein Minus ihre Abwesenheit.

Tab. 1: Übersicht über die Verbreitung der verschiedenen Caniden-Arten auf den einzelnen Kontinenten. Informationen zur Erstellung der Tabelle stammen aus AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983 und vor allem SILLERO-ZUBIRI 2009. Symbole: + ...die Art lebt auf dem Kontinent, - ...die Art lebt nicht auf dem Kontinent.

Taxon	N-Amerika	S-Amerika	Afrika	Europa	Asien	Australien
Gattung <i>Canis</i>						
1. <i>C. lupus</i>	+	-	+	+	+	+
2. <i>C. rufus</i>	+	-	-	-	-	-
3. <i>C. latrans</i>	+	-	-	-	-	-
4. <i>C. simensis</i>	-	-	+	-	-	-
5. <i>C. aureus</i>	-	-	+	+	+	-
6. <i>C. adustus</i>	-	-	+	-	-	-
7. <i>C. mesomelas</i>	-	-	+	-	-	-
Gattung <i>Cuon</i>						
8. <i>C. alpinus</i>	-	-	-	-	+	-
Gattung <i>Lycaon</i>						
9. <i>L. pictus</i>	-	-	+	-	-	-
Gattung <i>Chrysocyon</i>						
10. <i>C. brachyurus</i>	-	+	-	-	-	-
Gattung <i>Speothos</i>						
11. <i>S. venaticus</i>	+	+	-	-	-	-
Gattung <i>Cerdocyon</i>						
12. <i>C. thous</i>	-	+	-	-	-	-
Gattung <i>Atelocynus</i>						
13. <i>A. microtis</i>	-	+	-	-	-	-
Gattung <i>Pseudalopex</i>						
14. <i>P. culpaeus</i>	-	+	-	-	-	-
15. <i>P. fulvipes</i>	-	+	-	-	-	-
16. <i>P. griseus</i>	-	+	-	-	-	-
17. <i>P. gymnocercus</i>	-	+	-	-	-	-
18. <i>P. sechurae</i>	-	+	-	-	-	-
19. <i>P. vetulus</i>	-	+	-	-	-	-
Gattung <i>Urocyon</i>						
20. <i>U. cinereoargenteus</i>	+	+	-	-	-	-
21. <i>U. littoralis</i>	+	-	-	-	-	-
Gattung <i>Nyctereutes</i>						
22. <i>N. procyonoides</i>	-	-	-	+	+	-
Gattung <i>Otocyon</i>						
23. <i>O. megalotis</i>	-	-	+	-	-	-
Gattung <i>Alopex</i>						
24. <i>A. lagopus</i>	+	-	-	+	+	-
Gattung <i>Vulpes</i>						
25. <i>V. velox</i>	+	-	-	-	-	-
26. <i>V. macrotis</i>	+	-	-	-	-	-
27. <i>V. vulpes</i>	+	-	+	+	+	+
28. <i>V. corsac</i>	-	-	-	+	+	-
29. <i>V. ferrilata</i>	-	-	-	-	+	-
30. <i>V. bengalensis</i>	-	-	-	-	+	-
31. <i>V. pallida</i>	-	-	+	-	-	-
32. <i>V. rueppellii</i>	-	-	+	-	+	-
33. <i>V. chama</i>	-	-	+	-	-	-
34. <i>V. cana</i>	-	-	+	-	+	-
35. <i>V. zerda</i>	-	-	+	-	-	-

Bei genauerer Betrachtung der obigen Tabelle ergibt sich die größte Caniden-Diversität für Afrika mit 13 Arten, davon 8 endemische. Mit jeweils 11 Arten folgen dicht darauf Südamerika und Asien, wobei letzterer Kontinent 3 endemische Spezies aufzuweisen hat. Südamerika verfügt mit 9 Arten über die größte Anzahl an endemischen Caniden-Spezies. Darunter finden sich die 6 Vertreter der Gattung *Pseudalopex*. Der nordamerikanische Kontinent zählt 10 Arten, die Hälfte davon endemisch. Europa weist mit *Canis lupus*, *Canis aureus*, *Nyctereutes procyonoides*, *Alopex lagopus*, *Vulpes corsac* und *Vulpes vulpes* lediglich 6 Caniden-Arten auf, darunter keine endemischen.

Das Verbreitungsgebiet von *Vulpes vulpes* in Europa umfasst den gesamten Kontinent. Auch *Canis lupus* ist in weiten Teilen zu finden. Vorkommen von *Alopex lagopus* beschränken sich auf die nördlichen Regionen Europas. Das Verbreitungsgebiet von *Canis aureus* in Europa erstreckt sich von Österreich und Nordostitalien über Bulgarien bis in die Türkei. *Vulpes corsac* findet man im Gebiet der ehemaligen UdSSR, einschließlich seiner europäischen Teile. *Nyctereutes procyonoides* ist in Europa mit einer Unterart vertreten. Sie wurde aus Asien in die baltischen Staaten, Weißrussland, Bulgarien, in die Tschechische Republik, Finnland, Deutschland, Ungarn, Moldawien, Polen, Rumänien, Serbien, Slowakei, Schweden und die Ukraine eingeführt. Gelegentlich kann *Nyctereutes procyonoides* auch in Österreich, Bosnien, Dänemark, Frankreich, den Niederlanden, Norwegen, Slowenien und der Schweiz beobachtet werden (GÖRNER 1988, SILLERO-ZUBIRI 2009).

In Australien sind die Caniden nur mit den beiden Arten *Canis lupus* und *Vulpes vulpes* vertreten, deren Verbreitungsgebiet auch weltweit die größte Ausdehnung aufweist. *Canis lupus dingo*, eine verwilderte Form des Haushundes, ist der australische Repräsentant der Gattung *Canis*. Er kam vermutlich mit einwandernden Aborigines nach Australien. *Vulpes vulpes* wurde im 19. Jahrhundert in Australien eingebürgert (SILLERO-ZUBIRI 2009, WALKER et al. 1964).

1.2 Rezente Caniden in Österreich

Von den sechs in Europa vorkommenden Caniden-Arten finden wir vier zumindest zeitweise auch in Österreich. Ihre Verbreitungsgeschichte in diesem Land soll im Folgenden kurz skizziert werden.

1.2.1 *Vulpes vulpes* (Linnaeus, 1758) – Rotfuchs

In Österreich beweisen spätmittelpleistozäne Funde, wie beispielsweise in der Repolusthöhle, das Vorhandensein von *Vulpes vulpes* zu dieser Zeit. Ab dem Spätpleistozän kommt er in beinahe allen Säugetierfaunen Österreichs vor, wie unter anderem die beiden Fundstellen, Schusterloch im Waldviertel und die Herdengelhöhle bei Lunz am See, zeigen (BAUER 2001b, DÖPPES & RABEDER 1997).

Parallel zu *Vulpes vulpes* war zu dieser Zeit auch die Gattung *Alopex* in Österreich verbreitet. Am Beginn der letzten Eiszeit dominierte noch *Alopex lagopus*. Ab dem Holozän existierte aber nur mehr *Vulpes vulpes* in Österreich, welcher von da an kontinuierlich die häufigste Raubsäugetierart in Österreich darstellte. Dies blieb bis heute der Fall (BAUER 2001b, DÖPPES & RABEDER 1997).

Dementsprechend kommt *Vulpes vulpes* gegenwärtig auch flächendeckend in Österreich vor. Ausgenommen sind lediglich waldfreie Hochlagen in den Alpen, weitreichende Feuchtgebiete, sowie vom Menschen dicht besiedelte Gebiete. Die genaue Größe des Rotfuchsbestands in Österreich ist allerdings nicht bekannt (BAUER 2001b).

1.2.2 *Nyctereutes procyonoides* (Gray, 1834) –

Marderhund

In Österreich gab es in den 1960er Jahren erste Meldungen von Sichtungen von *Nyctereutes procyonoides*, wobei nicht alle ausreichend gesichert sind. Ab 1972 stieg die Zahl der Beobachtungen merklich, es handelte sich aber weiterhin größtenteils um verstreute Einzelfunde. Einzig und allein an der Thaya, im

nördlichen Waldviertel, konnte sich bereits in den 1970er Jahren eine Population ansiedeln und sich von dort aus verbreiten. Ab 1987 verdichteten sich die Belege für Vorkommen im nördlichen Wiener Becken, im Donauraum, in Niederösterreich und im oberösterreichischen Zentralraum.

Gegenwärtig existieren die meisten Funde in Ober- und Niederösterreich. Primär ist *Nyctereutes procyonoides* heute im Wiener Becken, dem Waldviertel, dem ober- und niederösterreichischen Alpenvorland, dem Donauraum, an der Kamp, entlang der Thaya, aber auch im Neusiedlerseegebiet zu finden. Richtung Süden gibt es hingegen kaum Nachweise für sein Vorhandensein. Ausnahme stellt das Ennstal in der Steiermark dar, wo in den Jahren 1998 und 1999 mehrere Vertreter dieser Art in der Region um Admont und Irdning erfasst wurden. Von einer Ausdehnung des Lebensraums in Richtung Süden und Westen kann aber ausgegangen werden (AUBRECHT 1995 - zitiert nach SACKL 2001, BAUER 1964, BAUER 1986 - zitiert nach SACKL 2001, SACKL 2001).

1.2.3 *Canis aureus* Linnaeus, 1758 – Goldschakal

Bisher gibt es keine Belege für Dauervorkommen in Österreich. Einzelne Individuen gelangen aber immer wieder als Wechselwild aus der Balkanregion nach Österreich. Die Immigration erfolgte ursprünglich primär durch die kroatische Population. Die Verteilung der Funde legt aber nahe, dass diese Einwanderungswelle größtenteils zu Ende ist. In Zukunft ist jedoch mit Wechselwild aus der expandierenden Population der ungarischen Tiefebene, im Bereich von Syrmien, zu rechnen (BAUER 1960 – zitiert nach BAUER 2001a, BAUER 2001a, HOI-LEITNER & KRAUS 1989 – zitiert nach BAUER 2001a).

1.2.4 *Canis lupus* Linnaeus, 1758 – Wolf

Canis lupus ist in beinahe allen Pleistozänfaunen Österreichs zu finden und war lange Zeit ein fester Bestandteil der österreichischen Tierwelt (DÖPPES & RABEDER 1997). Verschiedene Faktoren, wie Veränderungen des Lebensraums, Reduktion des Beutetierbestands und systematische Bejagung, hatten dann aber in den 30er Jahren des 19. Jahrhunderts das Aussterben der Fortpflanzungspopulationen in

den westlichen Bundesländern zur Folge. So wurde das letzte Mal 1830 von einem Wolf in Vorarlberg (Nüziders) und 1836 von einem Wolf in Tirol (Imst) berichtet. In den weiter östlich gelegenen Bundesländern erfolgte die Ausrottung der Fortpflanzungspopulation deutlich später. Im oberösterreichischen Mühlviertel wurde 1854 noch in Grein ein Wolf gesichtet, im Kobernaußer Wald 1859 und im Hausruckwald 1870. Im südlich der Donau gelegenen Teil von Oberösterreich konnte sogar 1881 noch ein Fund in Obertraun verzeichnet werden. Hauptverbreitungsgebiet in Niederösterreich war der Wienerwald. Hier wurden die letzten beiden Exemplare 1886 gesichtet. Im niederösterreichischen Waldviertel war dies bereits 3 Jahrzehnte früher der Fall, nämlich im Jahr 1854. In seinem Hauptverbreitungsgebiet, der Steiermark, trat er 1882 im Mürztal zum letzten Mal in Erscheinung. Relativ lange, nämlich bis 1896, hielt sich *Canis lupus* in Osttirol auf (Promberger & Schröder 1993 – zitiert nach SPITZENBERGER & BAUER 2001, SPITZENBERGER & BAUER 2001).

Bereits wenige Jahre nach Ausrottung der autochtonen Wolfsvorkommen in Österreich kam es wieder zu Einwanderungen, welche durch Populationen in den Karpaten, Italien und vor allem dem Balkan gespeist wurden. Die Balkanpopulation hatte dabei Einfluss auf das Wolfsvorkommen in Kärnten, in Osttirol, der Steiermark, dem Burgenland, sowie Ober- und Niederösterreich südlich der Donau. Nördlich der Donau erfolgten Zuwanderungen in das oberösterreichische Mühl- und das niederösterreichische Waldviertel durch Mitglieder der Karpatenpopulation. Die italienische Population war für Tirol und Vorarlberg zuständig. Bereits 1903 wurde wieder ein Wolf in der Steiermark erlegt. In den folgenden Jahren wurden immer wieder Nachweise für die Existenz von *Canis lupus* in den verschiedenen Bundesländern erbracht (Promberger & Schröder 1993 – zitiert nach SPITZENBERGER & BAUER 2001, SPITZENBERGER & BAUER 2001).

MICHALEK und TRUMMER (2011) stellen fest, dass sich, bis zum Erscheinen ihrer Studie im Jahr 2011, noch keine dauerhafte Fortpflanzungspopulation in Österreich etablieren konnte. Bei den angetroffenen Tieren handelt es sich bisher um Besucher, die auf ihren weiten Streifenzügen die österreichischen Grenzen überschreiten. Aufgrund des Wachstums der Nachbarpopulationen wird aber mit einer dauerhaften Wiederbesiedelung Österreichs durch *Canis lupus* gerechnet (MICHALEK & TRUMMER 2011).

1.3 Das Pleistozän

1.3.1 Das Pleistozän, ein Eiszeitalter

Gletscher sind Naturphänomene, die im Verlauf der Erdgeschichte verhältnismäßig selten auftraten. In den Eiszeitaltern waren sie aber dominierende Erscheinungen, die das Aussehen der Erde maßgeblich prägten. Auch heute finden wir zahlreiche vergletscherte Gebiete auf unserem Planeten. Wir leben derzeit also im jüngsten Eiszeitalter, dem sogenannten Quartär. Dieses wird gebildet vom Holozän, jener Epoche in der wir heute leben, und dem davorliegenden Pleistozän. Letzteres nimmt den größten Zeitraum des Quartärs ein (KOENIGSWALD 2002, THOME 1998).

Das Quartär wird auch als Eiszeitalter im weiteren Sinne bezeichnet und dauert derzeit noch an. Die Zeit in der wir heute leben, stellt in diesem Zusammenhang nur eine Warmzeit innerhalb des Eiszeitalters dar. Das Pleistozän, steht für das Eiszeitalter im engeren Sinn, das Holozän in dieser Hinsicht für die Nacheiszeit (WOLDSTEDT 1961).

Im Laufe der Erdgeschichte existierten mehrere Eiszeitalter. Zu solch ausgedehnten Vereisungsperioden kam es mindestens 2 Mal im Präkambrium, einmal im Ordovizium, übergreifend im Karbon und Perm und eben im Pleistozän. Im Vergleich nehmen die Eiszeitalter aber, wie oben bereits erwähnt, nur einen relativ kurzen Zeitraum -in etwa ein Fünftel- der gesamten Erdgeschichte ein (EHLERS 2011 28, PRESS et al. 2008).

1.3.2 Zeitliche Eingliederung und Unterteilung

Die zeitliche Eingliederung des Pleistozäns gestaltete sich relativ schwierig. Lange Zeit wurde der Beginn des Pleistozäns mit 1,8 Millionen Jahren vor heute festgelegt, obwohl es schon vorher zu einer deutlichen Abkühlung des Klimas kam (KOENIGSWALD 2002).

Betrachtet man die Zeitskala der International Commission on Stratigraphy aus dem Jahr 2008, so sieht man, dass zu dieser Zeit bereits eine Herabsetzung der

Grenze auf 2,588 Millionen Jahre vor heute diskutiert wurde. Das Gelasium, welches ursprünglich die oberste Stufe des Pliozäns war, sollte damit zum Pleistozän gehören und dessen Beginn markieren. Bereits ein Jahr später, 2009, wurde diese Änderung in der Zeitskala vorgenommen und bis heute beibehalten. Damit kann der Beginn des Pleistozäns nun mit 2,588 Millionen Jahren vor heute definiert werden, sein Ende wird mit rund 11.700 Jahren vor heute mit dem Beginn des Holozäns festgelegt. Das Ende des Pleistozäns wurde konventionell bestimmt und markiert jenen Zeitpunkt, ab dem sich das Inlandeis des jüngsten Glazials zur Gänze aus der europäischen Ebene zurückgezogen hatte (Internetquelle 1, 2, 3, KOWALSKI 1986).

Was die Einteilung des Pleistozäns betrifft, so schlägt KOENIGSWALD (2002) eine Untergliederung in Altpleistozän (1,8 bis 0,87 Mio. Jahre), Mittelpleistozän (0,87-0,130 Mio. Jahre) und Jungpleistozän (0,130 – 0,0115 Mio. Jahre) vor. WOLDSTEDT (1961) führt neben diesen drei Termini auch noch die Kategorie „Ältestpleistozän“, genaue Zeitangaben fehlen in seiner Unterteilung jedoch (KOENIGSWALD 2002, WOLDSTEDT 1961).

Wir wollen hier aber der aktuellen Zeitskala der International Commission on Stratigraphy folgen, welche es sich nach eigenen Angaben zum Ziel gesetzt hat, globale Einheiten zu definieren und damit auch weltweit gültige Standards einzuführen (Internetquelle 4).

Demzufolge wird das Pleistozän eingeteilt in das Gelasium als erste Stufe, gefolgt vom Calabrium, dem Mittelpleistozän und schlussendlich dem Jungpleistozän (Internetquelle 3). Das Calabrium entspricht dabei in etwa dem Altpleistozän von KOENIGSWALD (2002).

Abbildung 36 zeigt die Einteilung des Känozoikums. Sie folgt den Vorgaben der International Commission on Stratigraphy (2013).

Ära	Periode	Epoche	Alter	Mio. Jahre vor heute
Känozoikum	Quartär	Holozän		0 – 0,0117
		Pleistozän	Jungpleistozän	0,0117 – 0,126
			Mittelpleistozän	0,126 – 0,781
			Calabrium	0,781 – 1,806
			Gelasium	1,806 – 2,588
	Neogen	Pliozän	Piacenzium	2,588 – 3,600
			Zancleum	3,600 – 5,333
		Miozän	Messinimum	5,333 – 7,246
			Tortonium	7,246 – 11,62
			Serravallium	11,62 – 13,82
			Langhium	13,82 – 15,97
			Burdigalium	15,97 – 20,44
			Aquitanium	20,44 – 23,03
	Paläogän	Oligozän	Chattium	23,03 – 28,1
			Rupelium	28,1 – 33,9
		Eozän	Priabonium	33,9 – 38,0
			Bartonium	38,0 – 41,3
			Lutetium	41,3 – 47,8
			Ypresium	47,8 – 56,0
		Paläozän	Thanetium	56,0 – 59,2
Selandium			59,2 – 61,6	
Danium			61,6 – 66,0	

Abb. 36: Einteilung des Känozoikums nach International Commission on Stratigraphy 2013

1.3.3 Datierungsmethoden

Um Funde zeitlich zuordnen zu können, sind verschiedene Datierungsmethoden notwendig. Im Laufe der Zeit wurden unterschiedliche Verfahren entwickelt, sodass WissenschaftlerInnen heute eine relativ große Bandbreite zur Verfügung steht, welche biologische, physikalische und chemische Praktiken umfasst. Die einzelnen Datierungsmethoden sind unterschiedlich genau, eine gegenseitige

Ergänzung ist sinnvoll. Einige der wichtigsten Methoden sollen nun in diesem Kapitel kurz vorgestellt werden. Die Beschreibung erfolgt hauptsächlich nach BERNER et al. (2000) und KOENIGSWALD (2002).

Grundsätzlich kann man zwischen relativer und absoluter Altersbestimmung unterscheiden. Im ersten Fall geht es darum, festzustellen, was älter bzw. jünger ist. Die absolute Altersbestimmung liefert hingegen konkrete Zahlenwerte, wobei die Altersangabe in Jahren vor heute erfolgt (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Methoden der relativen Alterszuordnung

Die klassische Stratigrafie

In der klassischen Stratigrafie gilt die Grundannahme, dass das Alter der übereinander gelagerten Gesteinsschichten von oben nach unten zunimmt. Mögliche tektonisch bedingte Verstellungen müssen in Überlegungen bezüglich der relativen Alterszuordnung einfließen. Probleme können sich bei eventuell vorhandenen Fugen ergeben, da sich nicht feststellen lässt, welchen Zeitraum sie umfassen. Damit lässt sich von der Schichtstärke nicht direkt auf die Zeit schließen (KOENIGSWALD 2002).

Die Biostratigrafie bzw. Leitfossilien

„Als Leitfossilien werden solche Arten bezeichnet, die geographisch weit verbreitet sind, sich schnell entwickeln und umbilden und daher auf einen zeitlich eng begrenzten Abschnitt der Erdgeschichte beschränkt sind (BERNER 2000, S.49).“ Leitfossilien erfüllen so auf zwei Arten ihren Zweck. Einerseits können mit ihrer Hilfe Gesteinsschichten gleichen Alters identifiziert werden, andererseits kann aufgrund ihres Entwicklungsgrades darauf geschlossen werden, welche Schichten älter bzw. jünger sind. Sie eignen sich vor allem für die relative Altersbestimmung älterer Gesteinsschichten. Im Pleistozän erfolgte der Wechsel zwischen den einzelnen Perioden zu schnell, um eine deutliche Entwicklung der Lebewesen erkennen zu können. Dennoch eignen sich einige ausgewählte Taxa für diese Methode, darunter Hirsche und Wühlmäuse. Wichtige Leitfossilien des Quartärs waren somit die Säugetiere (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Die Pollenanalyse

Auch die Pollenanalyse liefert Informationen auf zwei Arten.

In den Warmzeiten des Quartärs erfolgte die Einwanderung verschiedener Pflanzenarten in einzelne Regionen, was für jedes Interglazial eine charakteristische Zusammensetzung von Pollen, Sporen und sonstigen pflanzlichen Resten in diesen Gegenden zur Folge hatte. Das Pollen- und Sporenprofil einer Schicht kann somit mit dem anderer Schichten und auch anderer Untersuchungspunkte verglichen werden und so eine zeitliche Zuordnung erfolgen.

Zudem existieren Pflanzenarten, die, dem Prinzip der Leitfossilien folgend, nur in begrenzten Zeiträumen vorkommen und damit eine zeitliche Zuordnung ermöglichen (BERNER et al. 2000).

Sauerstoffisotopenmessung

Die folgende Beschreibung folgt vor allem WILSON et al. (2000). Sauerstoff existiert in Form von drei stabilen Isotopen, ^{16}O , ^{17}O und ^{18}O . ^{16}O liegt dabei mit über 99% weitaus am häufigsten vor. Für Sauerstoffisotopenmessungen wird das Verhältnis von ^{16}O zu ^{18}O herangezogen. Dieses Verhältnis im Vergleich zu einem Standard wird als Deltawert bezeichnet und in Promill angegeben.

$$\delta^{18}\text{O} = \frac{\left(\frac{^{18}\text{O}}{^{16}\text{O}}\right)_{\text{Probe}} - \left(\frac{^{18}\text{O}}{^{16}\text{O}}\right)_{\text{Standard}}}{\left(\frac{^{18}\text{O}}{^{16}\text{O}}\right)_{\text{Standard}}} \cdot 1000 \text{ ‰}$$

Je nachdem, welches Objekt untersucht werden soll, werden verschiedene Standards verwendet. Für Wasser und Eis wird als Standard Meerwasser einer bestimmten Zusammensetzung verwendet, welches als SMOW (Standard Marine Ocean Water) bezeichnet wird. Für die Untersuchung von Calcit wird PDB (Pee Dee Belemnite) herangezogen. Dabei handelt es sich um einen Wert, der anhand eines fossilen Belemniten aus der Pee Dee Formation der Kreidezeit in South Carolina gewonnen und von Harold Urey als Standard verwendet wurde.

Mit Hilfe derartiger Sauerstoffisotopenuntersuchungen an Tiefseebohrkernen können wichtige Aussagen über das Klima des Pleistozäns getroffen werden.

Auch im Meerwasser liegt Sauerstoff in Form der beiden wichtigen Isotope ^{16}O und ^{18}O vor. Beim Aufbau ihrer Kalkschalen lagern Foraminiferen Sauerstoff ein,

wobei das Isotopenverhältnis je nach Temperatur des Wassers variiert. Je kälter das Wasser ist, desto mehr Atome des schweren Sauerstoffisotops ^{18}O werden in die Schalen eingebaut. Bei einer Senkung der Temperatur um 1°C steigt dabei der $\delta^{18}\text{O}$ - Wert um $0,2\%$.

Das Isotopenverhältnis in den Schalen ist aber nicht allein von der Wassertemperatur abhängig. Auch das Isotopenverhältnis im Meerwasser selbst ist von Bedeutung. Dieses ist wiederum von der Größe der Landvereisungen abhängig. Die Verdunstung von Meerwasser betrifft bevorzugt die leichteren Wassermoleküle, also jene, in die das ^{16}O -Isotop eingebaut ist. Der Wasserdampf besteht relativ gesehen also aus mehr H_2^{16}O -Molekülen als H_2^{18}O -Molekülen. Des Weiteren kondensieren schwere H_2^{18}O -Moleküle leichter, wodurch dieser Trend zusätzlich unterstützt wird. Je weiter sich der Wasserdampf also in Richtung der Pole bewegt, desto größer wird der relative Anteil des leichteren H_2^{16}O . Dementsprechend weisen Schnee und Eis in diesen Regionen auch verhältnismäßig mehr H_2^{16}O -Moleküle auf. Im Meer wird hingegen H_2^{18}O relativ angereichert. Bei konstanten Klimabedingungen kommt es durch Niederschlag und Rückfluss ins Meer zum Ausgleich. In den Glazialen wird jedoch ein großer Teil des Wassers in Form von Eis und damit auch verstärkt ^{16}O zurückgehalten. Je größer also die im Eis gebundenen Wassermengen sind, desto höher ist der relative Anteil von ^{18}O im Meerwasser.

Sterben nun die Foraminiferen ab, sinken ihre Schalen auf den Grund des Meeres. In der Tiefsee geschah dies lange relativ ungestört, weshalb sich dort viele Schichten übereinander ablagern konnten. Im Optimalfall bildete sich so eine lückenlose Schichtenfolge von Schalenresten, was ein klarer Vorteil gegenüber den meist nur bruchstückhaften Überlieferungen an Land ist.

Für die verschiedenen Regionen der Erde war es mit Hilfe von Tiefseebohrungen möglich, Proben zu entnehmen, die eine große Zeitspanne umfassten. Waren in diesen Proben Schalen von planktischen und auch benthischen Foraminiferen vorhanden, konnten sowohl Aussagen über die Temperaturschwankungen, als auch über das Eisvolumen getroffen werden. Die Gehäuse der benthischen Formen spiegelten dabei ausschließlich Veränderungen im Vereisungsgrad wider. Der Grund dafür liegt in der unverkennbaren Temperaturschichtung des Meeres. Die Temperatur der oberen Bereiche, in etwa 300 m, wird durch die Atmosphäre beeinflusst. Kalte Tiefenwasserströme, ausgehend von der Arktis und Antarktis,

bestimmen die Temperatur der bodennahen Schicht in mehr als 1000 m Tiefe und damit das Isotopenverhältnis in den Schalen der benthischen Foraminiferen.

Kalt- und Warmphasen konnten identifiziert werden, Klimakurven erstellt und eine Gliederung des Pleistozäns aufgrund des Klimas vorgenommen werden, auch wenn diese nicht so einfach auf das Festland übertragen werden konnte. Eine solche Einteilung des Pleistozäns ergab beispielsweise die sogenannte SPECMAP-Kurve. In dieser wurden die verschiedenen Kalt- und Warmphasen als Sauerstoffisotopen-Stufen (OIS) angesehen und durchnummeriert. (EHLERS 2011, KOENIGSWALD 2002, PRESS et al. 2008, WILSON et al. 2000).

Methoden der absoluten Alterszuordnung

Radiokarbonmethode

Die Radiokarbon- oder ^{14}C -Methode macht sich den Zerfall radioaktiver Isotope zu Nutze. Kohlenstoff liegt in der Atmosphäre zum größten Teil in Form des stabilen ^{12}C -Isotops und zu einem kleinen Teil als ^{14}C -Isotop vor. Zu Lebzeiten wird Kohlenstoff von Tieren und Pflanzen im entsprechenden Verhältnis aufgenommen und in die eigenen Strukturen eingebaut. Mit dem Tod des Lebewesens endet diese Aufnahme. Die Halbwertszeit des radioaktiven Kohlenstoffisotops ^{14}C beträgt 5568 Jahre. Aus dem Verhältnis der Menge des stabilen Isotops zur Menge des radioaktiven Isotops kann geschlossen werden, wie viele Halbwertszeiten bereits abgelaufen sind bzw. wie alt das untersuchte Objekt ist (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Das ^{14}C -Isotop wird in der oberen Atmosphäre aufgrund kosmischer Strahlung produziert. Dabei trifft ein Neutron auf ein Stickstoffatom ($^{14}_7\text{N}$), wodurch ein Proton aus dem Kern geschleudert wird. Das Ergebnis ist ein Kohlenstoffatom ($^{14}_6\text{C}$) mit gleicher Massenzahl. Dieses wird sofort zu $^{14}\text{CO}_2$ oxidiert und gelangt so in die Biosphäre und Hydrosphäre (MORTIMER & MÜLLER 2007, NILSSON 1983).

Verstärkte Sonnenstrahlung fördert also die Entstehung von ^{14}C . Diese unterschiedliche Strahlungsintensität muss berücksichtigt werden und macht eine Kalibrierung bzw. die Umrechnung der ^{14}C -Jahre in Sonnenjahre unerlässlich (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Die Radiokarbonmethode eignet sich primär für organische Materialien, wie Knochenstücke, Überreste von Kleidung und Nahrung, Holz, Grundwasser oder

Höhlensinter. Sie kann für die letzten 50.000 Jahre verwendet werden (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Kalium-Argon-Methode

Auch für die Kalium-Argon-Methode ist der Zerfall radioaktiver Isotope maßgeblich. In kaliumhaltigen Gesteinen liegt neben dem gewöhnlichen Kalium (^{39}K) auch eine radioaktive Form mit Massenzahl 40 vor. Dieses radioaktive Kaliumisotop ^{40}K zerfällt mit einer Halbwertszeit von 1,27 Milliarden Jahren in Kalzium (^{40}Ca) und Argon (^{40}Ar). Obwohl letzteres etwa nur 10 Prozent der Zerfallsprodukte ausmacht, wird es für die Bestimmung des Alters herangezogen. Dieses wird aus dem Verhältnis von Argon zu Kalium ermittelt. Kalzium hingegen eignet sich nicht für diese Methode, da es sehr häufig vorkommt und das radiogene nicht vom herkömmlichen unterschieden werden kann (BERNER et al. 2000, NILSSON 1983).

Mit Hilfe der Kalium-Argon-Methode lassen sich relativ junge, aber auch sehr alte, prä-quartäre Ablagerungen untersuchen. Die Methode wird vor allem auf Gesteine und Meteoriten angewandt. Besonders wertvoll zeigt sie sich auch für die Altersbestimmung von vulkanischen Aschelagen, welche weltweit als zeitliche Marker dienen (BERNER et al. 2000, NILSSON 1983).

Bei Argon handelt es sich um ein Edelgas. Voraussetzung für die Anwendung der Kalium-Argon-Methode ist also, dass die zu untersuchende Probe eine Struktur aufweist, die im Stande ist, das radiogene Argon zurückzuhalten. Dies beinhaltet auch schon eine mögliche Fehlerquelle. Starke Verwitterung oder Erhitzung von Mineralien und Gesteinen können zu einem Verlust von Argon und damit zu einer zu niedrigen Alterseinschätzung führen. Dementsprechend eignet sich diese Methode auch nicht für metamorphes Gestein. Das Alter kann jedoch auch zu hoch angesetzt werden, wenn der Argongehalt etwa durch Fremdeinschlüsse (Xenolithen, Xenocrysten) oder Lufteinschlüsse erhöht ist (NILSSON 1983).

Uran-Thorium-Methode

Eine dritte Methode, die dem Prinzip des radioaktiven Zerfalls folgt, ist die Uran-Thorium-Methode. Uran und dessen Tochterisotop Thorium bilden eine Zerfallsreihe mit Elementen unterschiedlicher Wasserlöslichkeit. Innerhalb dieser Isotopenreihe stellt sich über lange Zeit ein Zerfallsgleichgewicht ein. Selbiges

kann gestört werden bzw. neu entstehen, wie beispielsweise bei der Bildung von Kalksinter: Uran selbst ist wasserlöslich und kann so auch an andere Orte transportiert werden. Fällt schließlich Karbonat aus, wird auch das Uran in die Struktur eingebaut. Nicht wasserlösliches Thorium fehlt zunächst also noch. Das System ist im Ungleichgewicht. Über viele Jahrhunderttausende stellt sich allerdings allmählich wieder ein radioaktives Gleichgewicht ein. Bis dieses erreicht ist, können die einzelnen Stadien zur Ermittlung des Alters herangezogen werden. Die Uran-Thorium-Methode wird vor allem auf Kalksinter, Stalagmiten, Meeresablagerungen und Torfe angewandt. Der dabei erfasste Zeitrahmen reicht von einigen Jahrtausenden bis zu etwa einer halben Million Jahre (BERNER et al. 2000).

Thermoluminiszenz

In den Sedimenten herrscht eine geringe radioaktive Strahlung vor, welche bei Auftreffen auf Atome deren Elektronen anregt und in eine energiereichere Position hebt. Die Zahl der angeregten Elektronen steigt mit zunehmender Dauer und Intensität der radioaktiven Strahlung (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Bei der Thermoluminiszenz-Methode wird dem zu untersuchenden Objekt Energie in Form von Wärme zugeführt. Dies regt die Elektronen dazu an, wieder auf ihr ursprüngliches Energieniveau zurückzufallen, wobei ein Lichtstrahl ausgesendet wird, welcher Rückschlüsse auf die Dauer der radioaktiven Bestrahlung erlaubt (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Bei der Anzahl der durch radioaktive Strahlung verursachten Fehlstellen gibt es eine bestimmte Höchstgrenze, bis zu welcher die Proben ausgewertet werden können. So lässt sich die Methode auf einen Zeitraum von einigen Jahrhunderten bis ungefähr 100.000 Jahre anwenden. Um mit Hilfe der Thermoluminiszenz das Alter ermitteln zu können, dürfen anfangs noch keine Fehlstellen vorliegen. Da diese unter dem UV-Licht der Sonne ausheilen, reicht ein Transport an die Oberfläche. Für die Thermoluminiszenz-Methode geeignet sind also all jene Sedimente, die während der Eizeiten umgelagert und so dem Sonnenlicht ausgesetzt worden sind. Mit ihrer endgültigen Ablagerung und Abdeckung kommt es dann zu neuen Strahlungsschädigungen. Die Methode der Thermoluminiszenz wird somit vor allem auf Moränen, Schmelzwasserablagerungen und Löss angewandt (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Dendrochronologie

Durch den Wechsel von großporigem Frühholz und kleinporigem Spätholz entstehen im Stammquerschnitt sichtbare Jahresringe. Die Dicke der Ringe wird dabei vom vorherrschenden Klima bestimmt. Jahresringchronologien mit ihrer bestimmten Abfolge von Jahresringen wechselnder Stärke können erstellt werden. Eine Überschneidung der untersuchten Objekte in ihrem Alter ermöglicht die Aneinanderreihung der Ergebnisse. Dadurch ergeben sich Jahresringkurven für unterschiedliche Baumarten aus verschiedenen Regionen der Erde, welche ungefähr die letzten 10.000 Jahre umfassen. Holzproben unbekanntes Alters können dann mit den Kurven verglichen und ihr Alter auf das Jahr genau bestimmt werden. Diese Proben umfassen Bäume oder auch alte Holzbauten (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002, POMEROL 1982).

Warvenzählung

Eine besonders exakte, aber leider nur regional anwendbare Methode ist die Warvenzählung, die ebenfalls eine zeitliche Datierung auf das Jahr genau erlaubt. Bei Warven handelt es sich um Schichtungen der Seesedimente, die Unterschiede mit den Jahreszeiten zeigen. Helle und dunkle Schichten bzw. mineralreiche Sommer- und dünne Winterlagen wechseln einander ab und repräsentieren gemeinsam ein Jahr. Die Winterlage ist gekennzeichnet durch zahlreiche Goldalgenüberreste, im Frühjahr erfolgt eine Anreicherung mit Pollen und Sporen. Unzählige Diatomeenschalen kennzeichnen die Sommerlage, im Herbst erfolgt ein starker Eintrag von Laubresten und beendet eine Jahreslage. Zudem gibt es auch chemische Unterschiede. Vermehrtes Vorkommen von Kalk kennzeichnet den Frühsommer, Eisenspat den Sommer. Die Winterschicht wiederum ist reich an Blaueisenerz (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Ähnlich wie in der Dendrochronologie können auch bei der Warvenzählung die Ergebnisse aus unterschiedlichen Seen aneinandergereiht werden. Um eine richtige Zuordnung zu gewährleisten, müssen die Resultate aufgrund überregionaler Erscheinungen, wie beispielsweise Vulkanaschelagen, aufeinander abgestimmt werden (BERNER et al. 2000, KOENIGSWALD 2002).

Magnetisierungsmessungen an Bohrkernen

Folgende Beschreibung folgt vor allem BERNER et al. (2000) und EHLERS (2011). Strömungen von Metall im flüssigen, äußeren Erdkern bedingen das Magnetfeld der Erde. Dieses unterliegt Schwankungen, welche sich in einer Änderung der Intensität des Magnetfeldes oder der Verlagerung der Pole äußert. In extremen Fällen kann es sogar zur Umkehr selbiger kommen.

Diese Änderungen des Magnetfeldes werden sowohl in magmatischen Gesteinen, als auch in Sedimenten durch Magnetisierung der eisenhaltigen Minerale festgehalten und mit sogenannten Magnetometern messbar. Die Intensität und Richtung der Magnetisierung der eisenhaltigen Minerale entspricht dabei den Verhältnissen des Erdmagnetfeldes während des Erstarrens der Magmen bzw. der Ablagerung der Sedimente.

Neben der Magnetisierung ordnen sich die eisenhaltigen Minerale auch in Richtung des Magnetfelds an, wobei diese Ausrichtung bei magmatischen Gesteinen nach Erstarren dauerhaft bestehen bleibt. Aufgrund des geringen Gehalts an magnetischen Mineralen, der schwächeren Magnetisierung und der größeren Störanfälligkeit in der Ausrichtung der magnetischen Minerale (z.B. durch Bioturbation, geochemische Prozesse, Mineralneubildung) bilden Sedimente Veränderungen des Erdmagnetfeldes weniger gut ab.

Anhand von Bohrkernen können Abfolgen unterschiedlicher Magnetisierungsperioden erstellt werden. Besonders gut funktioniert dies auch am Mittelozeanischen Rücken. Dabei handelt es sich um eine Region, an der laufend neue ozeanische Kruste gebildet wird. Diese schiebt sich immer weiter nach außen, bis sie schließlich die Kontinentalränder erreicht und subduziert wird. Beim Erstarren bilden die Basalte der ozeanischen Kruste die Bedingungen des Erdmagnetfeldes ab. Sie bringen so eine Abfolge von Magnetisierungen hervor, die vom Mittelozeanischen Rücken weg immer älter werden. Aufgrund der enormen Intensität der Magnetisierung der Basalte kann diese sogar an der Oberfläche, von Schiffen aus, gemessen werden.

Anhand der Ergebnisse, in Kombination mit Altersmessungen der überlagernden Sedimente mit Hilfe der Kalium-Argon-Methode, können magnetische Zeitskalen erstellt werden (BERNER et al. 2000, EHLERS 2011, NICOLAS 1995 – zitiert nach EHLERS 2011). Man unterscheidet dabei zwischen Epochen normaler und inverser Polarität, welche nach bedeutenden Geophysikern (Brunhes, Matuyama, Gauss,

Gilbert) benannt wurden. Innerhalb dieser Epochen finden sich immer wieder abweichende, kürzere Events, die geografische Namen (z.B.: Olduvai) erhalten haben (NILSSON 1983).

Abbildung 37 zeigt genau eine solche magnetische Zeitskala für die letzten 4,5 Millionen Jahre.

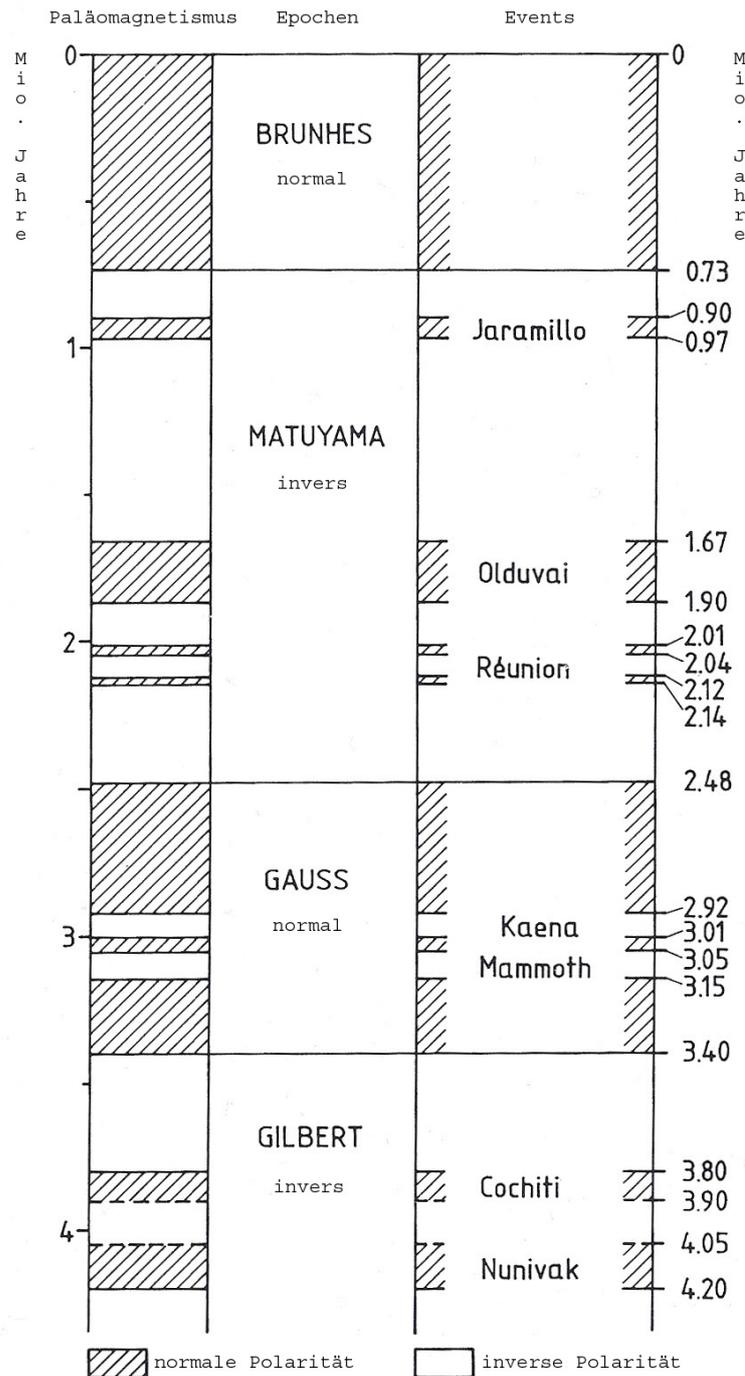


Abb. 37: Überblick über die magnetischen Epochen und Events der letzten 4,5 Millionen Jahre (verändert nach Nilsson 1983)

1.3.4 Das pleistozäne Klima

Das Klima in den beiden dem Quartär vorausgehenden Perioden, dem Paläogen und dem Neogen, war um einiges wärmer, als das des Eiszeitalters selbst, mit einem Maximum im Eozän (Durchschnittstemperatur in Mitteleuropa: 22-20°C). Die Pole der Erde waren zu diesem Zeitpunkt noch nicht vereist. Von da an trat ein allmählicher Abfall der Temperaturen ein. Den Beginn des Pleistozäns kennzeichnete eine erste bedeutendere Abkühlung, wobei sich die Festlegung der Grenze wie in 1.3.2 bereits diskutiert, relativ schwierig gestaltete (WOLDSTEDT 1961).

Das Klima des Eiszeitalters war von einem auffälligen Wechsel zwischen Kaltzeiten und Warmzeiten geprägt. Erste Schwankungen erfolgten zwar bereits im jüngsten Pliozän, ihre enorme Ausprägung fanden sie aber erst im Quartär. Dabei nahm die Intensität der Schwankungen im Verlauf des Pleistozäns vermutlich kontinuierlich zu. In den ersten 1,5 Millionen Jahren des Pleistozäns dauerten diese Zyklen 41.000 Jahre, später erfolgten sie alle 100.000 Jahre. Begriffe, die für die Kaltzeiten verwendet werden, sind „Glaziale“, „Kryomere“ oder auch „Eiszeiten“. Letzterer Terminus darf nicht mit der Bezeichnung „Eiszeitalter“ verwechselt werden, da ein Eiszeitalter einen bei weitem größeren Zeitrahmen umspannt (KOENIGSWALD 2002, MASLIN 2009, WOLDSTEDT 1961).

Unterbrochen wurden die einzelnen Glaziale, wie bereits erwähnt, durch viel kürzere, etwa nur 10.000 bis 20.000 Jahre umfassende Warmzeiten, welche auch „Thermomere“ oder „Interglaziale“ genannt werden. Neben diesem markanten Wechsel zwischen Kalt- und Warmzeiten, kam es auch zu zahlreichen kleineren Klimaschwankungen innerhalb der einzelnen Perioden. Wärmere Phasen innerhalb der Kaltzeiten werden „Interstadiale“ genannt, Kälteperioden als „Stadiale“ bezeichnet (EHLERS 2011, KOENIGSWALD 2002).

Während der Eiszeiten lagen die Durchschnittstemperaturen in etwa 6°C unter den heutigen. Diese Abkühlung war nicht in allen Gebieten gleich stark. In tropischen Regionen betrug die Temperaturabnahme lediglich 2°C bis 5°C, in höheren Breiten dagegen war sie doppelt so stark und konnte bis zu 12°C Abkühlung bedeuten. Ausgehend von polnäheren Gebieten und den Hochgebirgen breiteten sich in diesen Zeiten riesige Vereisungen über die Erde aus. Immense Inlandeisschilde bedeckten in den Glazialperioden die Kontinente,

wobei ihre Ausdehnung in den verschiedenen Eiszeiten unterschiedliche Ausmaße annahm. Wasser, das in dieser Form gebunden war, war dem natürlichen Wasserkreislauf entzogen worden und fehlte damit auch in den Ozeanen. Dadurch lag der Meeresspiegel um bis zu 120 m unter dem heutigen. Zudem war das Klima relativ trocken (MASLIN 2009, WOLDSTEDT 1961).

Das Klima der Interglazialzeiten dürfte im Wesentlichen dem heute vorherrschenden entsprochen haben. Woldstedt betont, dass aber nur die letzte Warmzeit in Europa ausreichend erforscht ist und diese Ansicht also nur für sie als gesichert gilt. Zahlreiche Hinweise sprechen jedoch auch für ein ähnliches Aussehen der Klimaoptima der früheren Interglaziale. Man weiß mittlerweile aber, dass die jüngeren Interglaziale wärmer waren, als die vorhergehenden und dass auch die Kohlendioxidwerte in diesen deutlich höher lagen. 430.000 Jahre vor heute kam es mit einem 28.000 Jahre anhaltenden Interglazial zum bislang längsten. In dieser Zeit war es sogar wärmer als in der Gegenwart und der Stand des Meeresspiegels lag 15 m über dem heutigen (MASLIN 2009, WOLDSTEDT 1961).

Da Mitteleuropa für uns besonders interessant ist, soll es hier noch kurz erwähnt werden. Mitteleuropa hatte während des Pleistozäns eine Sonderstellung inne. Hier waren die Unterschiede zwischen Warm- und Kaltzeiten besonders markant. Aufgrund des Rückzugs der Küste und der riesigen Vereisungen im Norden herrschte während der Glaziale kontinentales Klima vor, gekennzeichnet durch niedrige Temperaturen im Winter und geringen Niederschlag. In den Warmzeiten hingegen konnte maritimes Klima auf Mitteleuropa wirken, bedingt durch die Pufferwirkung der Nord- und Ostsee, was ein eher feuchtes und warmes Klima zur Folge hatte (KOENIGSWALD 2002).

War die Südhemisphäre auch nicht so bedeutsam wie die Nordhalbkugel, so gab es hier dennoch große Vereisungen, die zumindest erwähnt werden sollten. Beachtliche Eismassen fanden sich im Süden Australiens, in Neuseeland, Patagonien und auch in Südafrika (MASLIN 2009).

Wichtige Vereisungsgebiete der Nordhemisphäre im Pleistozän waren Nordamerika und Europa. Die Glaziale liefen nicht in allen Teilen der Erde synchron ab. Eine Korrelation der einzelnen Vereisungsperioden in den unterschiedlichen Gebieten wurde immer wieder versucht, war aber nicht haltbar

(KOENIGSWALD 2002, WOLDSTEDT 1961). Die Eizeiten erhielten zunächst regionale Bezeichnungen und sollen im Folgenden kurz aufgezeigt werden.

Anfang des 20. Jahrhunderts kannte man vier große Vereisungsperioden in Nordamerika, die älteste Nebraska-Kaltzeit, die Kansas-, die Illinois-, und die Wisconsin-Kaltzeit, das jüngste Glazial. Unterbrochen wurden sie von der Afton-, der Yarmouth- und der Sangamon-Warmzeit (PRESS et al. 2008, WOLDSTEDT 1961).

Europa war von zwei Seiten von Vereisungen betroffen. Zum einen reichten große Eisschilde vom Norden zeitweise bis nach Norddeutschland, zum anderen wurde das Alpenvorland von den Alpen ausgehend mit riesigen Gletschermassen bedeckt. In Nordeuropa konnten zunächst drei große Vereisungsperioden identifiziert werden, die Elster-, Saale- und Weichsel-Kaltzeit. Zwischen den beiden ersteren lag die sogenannte Holstein-Warmzeit. Sie wurde nach dem Holstein-Meer benannt, welches zu dieser Zeit eine Transgression von Westen kommend bis zur westlichen Ostsee durchführte. Auch der Name des zweiten, zwischen Saale- und Weichsel-Kaltzeit gelegenen Interglazials, stammt von einer marinen Transgression, nämlich der des Eem-Meeres, und wird dementsprechend auch als Eem-Warmzeit bezeichnet. Schon vor diesen drei großen Vereisungsperioden und ihren Interglazialen, soll es verschiedene Kalt- und Warmphasen gegeben haben, jedoch ohne bedeutendere Vereisungen. Eine kühlere Phase markiert die Grenze zwischen Pliozän und Pleistozän. Darauf folgten die Tegelen-Warmzeit, die Weybourne-Kaltzeit und die Cromer-Warmzeit, an welche schließlich die oben genannten großen Vereisungsperioden anschlossen (EHLERS 2011, WOLDSTEDT 1961).

Für den alpinen Raum ging man zunächst von vier großen Eiszeiten aus. Die älteste Vereisungsperiode erhielt den Namen Günz-Eiszeit, darauf folgten die Mindel-, die Riss- und die jüngste Würm-Eiszeit, allesamt benannt nach kleinen Alpenflüssen. Die dazwischen liegenden Interglaziale wurden als erste, mittlere und letzte Warmzeit bezeichnet, wobei man davon ausging, dass die mittlere Warmzeit länger dauerte und höhere Temperaturen aufwies als die beiden anderen. Es war aber auch gebräuchlich, die Interglaziale nach den begrenzenden Glazialen zu benennen (Günz-Mindel-Interglazial, Mindel-Riß-Interglazial, Riß-Würm-Interglazial) oder die Bezeichnungen U-Warmzeit (lat. ultima = die letzte), O-Warmzeit (lat. optima = die beste) und I-Warmzeit (lat. infima = die unterste) zu

verwenden. Teilweise wurden die verschiedenen Kaltphasen weiter untergliedert. Beim Riß-Glazial unterschieden manche zwischen Alt-, Mittel- und Jung-Riß und auch die Würm-Vereisung erlebte eine Unterscheidung in verschiedene Stadien. Woldstedt stellte das letzte Glazial und das vorhergehende, letzte Interglazial zum Jungpleistozän, das Riß-Glazial und die vorletzte Eiszeit wurden zum Mittelpleistozän gezählt und das Mindel-Glazial, das Günz-Mindel-Interglazial und

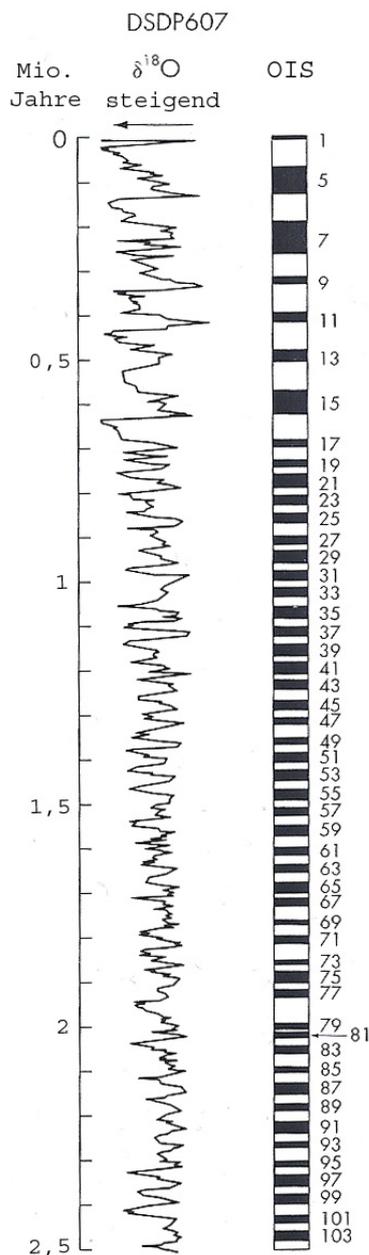


Abb. 38: δ¹⁸O-Werte von Bohrkernen vom Deep Sea Drilling Program Site 607 im Pazifik und daraus resultierende Sauerstoffisotopenstadien für die letzten 2,5 Millionen Jahre. weiße Balken = Glaziale schwarze Balken = Interglaziale (verändert nach Wilson et al. 2000)

das Günz-Glazial sollten das Altpleistozän repräsentieren. Eventuell existierende, damals aber noch nicht mit Sicherheit bekannte, ältere Kalt- und Warmphasen sollten nach damaligem Wissensstand zum Ältestpleistozän zusammengefasst werden (GRAHMANN 1952, MASLIN 2009, WOLDSTEDT 1961).

Wie sich bald herausstellte, war das traditionelle Modell der vier alpinen Vereisungen nicht auf Dauer haltbar. Schon bald wurden zwei weitere, vor dem Günz-Glazial liegende Kaltzeiten nachgewiesen, die man Donau-Eiszeit und Biber-Eiszeit nannte (EHLERS 201, POMEROL 1982).

Neuere Untersuchungen anhand von Sedimenten des Meeresgrundes haben mittlerweile aber ergeben, dass es im Laufe des Pleistozäns zu weit mehr Glazialen bzw. Interglazialen kam, als ursprünglich angenommen. MASLIN (2009) spricht dabei von insgesamt 50 Glazialperioden während den letzten 2,5 Millionen Jahren (EHLERS 2011, MASLIN 2009).

Bedeutsam für diese Erkenntnis war die in 1.3.3 beschriebene Methode der Sauerstoffisotopenmessung an Kalkschalen von Foraminiferen und die damit einhergehende Definition der Sauerstoffisotopenstufen.

Dies eröffnete auch neue Möglichkeiten für eine weltweite, gemeinsame Bezeichnung der einzelnen Klimaperioden, eingeführt von Nick Shackleton.

Beginnend bei 1 mit dem Holozän, werden sämtliche Glaziale und Interglaziale durchnummeriert, sodass jede Warmzeit eine ungerade, jede Kaltzeit eine gerade Zahl erhält. Anhand einer Bohrung im Pazifik konnten mit dieser Periode 103 Isotopenstadien für die letzten 2,5 Millionen Jahre, und damit quasi für das gesamte Quartär, unterschieden werden. Abbildung 38 verdeutlicht dies noch einmal, wobei die hellen Balken Glaziale, die dunklen Interglaziale repräsentieren (MASLIN 2009, WILSON ET AL. 2000).

1.3.5 Das Aussehen der Erde

Die Verteilung der Ozeane und Landmassen entsprach im Pleistozän bereits weitgehend der heutigen Konfiguration. In den Eiszeiten kam es jedoch zu merklichen Veränderungen. Aufgrund der riesigen Wassermengen, die in den Inlandeisschilden gebunden waren und der damit einhergehenden drastischen Senkung des Meeresspiegels wurden große Schelfbereiche zu Land, Inseln wurden sichtbar. Großbritannien, Sri Lanka, Sizilien, Japan, die Falkland-Inseln und Papua-Neuguinea waren mit dem Festland verbunden. Beringia, eine aus einer Inselkette gebildete Landbrücke der Beringstraße, verband Nordamerika mit Asien (GRAHMANN 1952, KOWALSKI 1986, MASLIN 2009, O'REGAN 2009, WOLDSTEDT 1961).

1.3.6 Die pleistozäne Flora

Im Paläogen war der Charakter der Floren bis weit in den Norden hinauf tropisch bis subtropisch. Mit dem Beginn der Abkühlung setzte ein Rückzug der wärmeliebenden Arten Richtung Süden ein. Im Miozän, dem älteren Abschnitt des Neogens, sind in Mitteleuropa aber noch Palmen beheimatet. Im darauffolgenden Pliozän wachsen noch *Gingko*, *Castanea* und *Liquidambar* in Mitteleuropa. Immer stärker entwickelt sich jedoch ein Bild eines Waldes, welches dem gegenwärtigen in etwa entspricht, mit Gattungen wie *Quercus*, *Tilia*, *Ulmus*, *Alnus*, *Pinus*, *Picea* und *Abies* (WOLDSTEDT 1961).

Für die Entwicklung der pleistozänen Flora stellten die Glaziale einschneidende Ereignisse dar, die entweder zur „Wanderung“ oder Auslöschung verschiedener

Arten in bestimmten Lebensräumen führten. In den Tropen blieb die Flora weitgehend unbeeinflusst von den Eiszeiten. In Teilen Amerikas und Asien konnte die Flora durch Nord-Süd“wanderungen“ die ungünstigen Bedingungen der Glaziale umgehen. In Europa wurde dies durch Ost-West-verlaufende Gebirgszüge, wie die Alpen, Pyrenäen oder den Kaukasus, verhindert. Dies hatte die Auslöschung zahlreicher, für das Neogen in Europa typischer Arten und Gattungen zur Folge (WOLDSTEDT 1961).

Während der Glaziale herrschte in weiten Teilen Europas, sofern diese nicht von Eisschilden bedeckt waren, eine offene Tundrenlandschaft mit Permafrostboden vor. In den südlicheren Gebieten existierte eine Steppen-Tundravegetation. Herrscht auch noch keine Einigkeit, so weist aber vieles darauf hin, dass lediglich zentrale und südliche Regionen des Balkans, Italien, die Iberische Halbinsel und der Südwesten Frankreichs weitgehend vom Permafrost verschont blieben. Auch in Nordamerika und Asien waren Tundren-Gebiete vorhanden. Dieser Typ einer Tundra ist mit keinem der heute existierenden Biome vergleichbar. Gegenwärtig finden wir Tundren nur in hohen Breiten. Es handelt sich dabei um baumloses Grasland, in dem Flechten, Moose, Seggen und Zwergsträucher dominieren. Die Tundren im Pleistozän waren in den mittleren Breiten zu finden. Unterschiede traten hier in der Tageslänge und mit den Jahreszeiten auf. Im Winter waren die Tage länger, im Sommer kürzer als in höheren Breiten. Die Sonne stieg in diesen Breiten höher, was auch eine Temperaturzunahme und stärkere Tageschwankungen zur Folge hatte. Das wärmere Klima wiederum ließ die Evaporationsraten der Pflanzen ansteigen (GOUDIE 1992, MASLIN 2009, WILSON et al. 2000).

Wie bereits erwähnt, waren in Europa in den Glazialen Bäume relativ selten. In Westeuropa waren in der letzten Eiszeit *Artemisia* und *Thalictrum* weit verbreitet, zwei Gattungen die auf offene Landschaften hindeuten. In Regionen mit stärker maritimen Einfluss, wie Cornwall oder Irland, konnten auch Zwergbirken und Weiden nachgewiesen werden und im Südwesten Frankreichs sogar Eiche und Hasel. Dennoch muss immer im Auge behalten werden, dass die Bäume nur einen sehr geringen Anteil an der Vegetation ausmachten. Bereiche in der Nähe der Eisschilde waren im Wesentlichen ohne Bewuchs. In den abgelagerten Lössen weiter im Süden dürfte sich aber eine stärker krautige Flora etabliert haben. In Rumänien und Ungarn waren sogar Kiefern zu finden. Von Polen bis

zum Uralgebirge dominierte eine salztolerante *Artemisia*-Steppe. Im Gegensatz dazu konnte sich südlich dieser Region, im Bereich der Krim und des Kaspischen Meers, Waldtundra ausbreiten. In Südeuropa, im Bereich des Mittelmeeres, hatte die Vegetation ebenfalls ein steppenartiges Aussehen. Aber auch hier konnten durchaus Kiefern angetroffen werden (BONATTI 1966, GOUDIE 1992).

Der Vegetationstyp der den Glazialen Nordamerikas entsprach, war der boreale Nadelwald, in dem die Gattungen *Pinus* und *Picea* vorherrschend waren. Dazwischen fanden sich immer wieder kleine, baumlose Tundrenlandschaften (GOUDIE 1992).

Die Flora der Interglaziale war der rezenten relativ ähnlich. In jene Gegenden, die heute den gemäßigten Zonen der Nordhalbkugel entsprechen, kehrte der Wald zurück und ersetzte dort die Tundra. Die Entwicklung der Flora verlief in jedem Interglazial etwas anders, unter anderem bedingt durch leicht unterschiedliche Temperaturen. Im Wesentlichen folgt sie aber einem Grundschema, welches von TURNER & WEST (1968) in etwa wie folgt beschrieben wurde:

- 1) Prä-temperate Phase: Der prä-temperate Abschnitt markiert die erste Stufe nach einer Eiszeit, in der eine allmähliche Verbesserung des Klimas eintritt. Die Entwicklung des Waldes setzt ein, welcher noch borealen Charakter hat. Gattungen wie *Betula* und *Pinus* sind typisch, es treten vereinzelt aber auch noch Überreste kaltzeitlicher Elemente, wie *Juniperus* und *Salix*, auf. Hinzu kommen heliophile Kräuter und Sträucher.
- 2) Früh-temperate Phase: In der früh-temperaten Phase etabliert sich ein Eichenmischwald. Charakteristische Vertreter sind *Quercus*, *Fraxinus*, *Ulmus* und *Corylus*. Günstiger Mullhumus ermöglicht einen reichen Bodenbewuchs.
- 3) Spät-temperate Phase: In dieser Phase werden die für den Eichenmischwald typischen Repräsentanten immer stärker zurückgedrängt und von Gattungen wie *Carpinus*, *Abies* und manchmal auch *Picea* ersetzt. Dies wird zum Teil auf die veränderten Bodenbedingungen zurückgeführt, in denen nun ungünstiger, saurer Rohhumus dominiert.
- 4) Post-temperate Phase: In der letzten Phase setzt wieder eine Verschlechterung des Klimas ein. Wärmeliebende Arten, sowie Baumarten der gemäßigten Zonen werden seltener. Boreale Gattungen wie *Pinus*,

Betula oder *Picea* übernehmen wieder die Vorherrschaft. Die Wälder lichten sich auf und Heideländer werden häufiger.

(GOUDIE 1992, TURNER & WEST 1968 – zitiert nach GOUDIE 1992)

Zusammenfassend lässt sich also festhalten, dass auf eine baumlose Tundrenlandschaft einer Kaltzeit, eine langsame Entwicklung des Waldes folgt. Nachdem sich dieser mit thermophilen Baumarten voll entfaltet hat, setzt am Ende eines Interglazials wieder eine Rückentwicklung ein, die über einen Nadelwald zurück zur Tundrenlandschaft führt (EHLERS 2011).

1.3.7 Die pleistozäne Fauna Europas

Die pleistozäne Fauna war geprägt von großer Vielfalt. Das Leben und die Verbreitung der Tiere wurde durch verschiedene Faktoren, wie physikalische Barrieren, Temperatur und Vegetation determiniert und unterlag im Pleistozän enormen Veränderungen (O'REGAN 2009).

Im Folgenden soll ein kurzer Einblick in die pleistozäne Tierwelt Europas gegeben werden. Es handelt sich dabei um keine Auflistung damals vorherrschender Arten, sondern um eine Schilderung der grundlegenden Vorgänge jener, tiefgreifenden Schwankungen unterliegenden Zeit. Die Beschreibungen stützen sich dabei primär auf KOENIGSWALD (2002) und O'REGAN (2009).

Eurasien war, vor allem in den letzten rund 500.000 Jahren, geprägt durch zwei verschiedene Typen von Faunengesellschaften. Osteuropa und Sibirien waren Kerngebiet kälteliebender Tiere, der Mittelmeerraum beherbergte wärmeangepasste Arten. Mitteleuropa hatte eine Sonderstellung über. Aufgrund der starken klimatischen Unterschiede zwischen Warm- und Kaltzeiten war es weder für die kaltzeitliche noch die warmzeitliche Fauna Kerngebiet, sondern lediglich temporär Verbreitungsgebiet für die jeweilige Tiervergesellschaftung. Waren die Bedingungen günstig, wanderten die Faunengesellschaften aus ihren jeweiligen Kerngebieten in Mitteleuropa ein. In den Kaltzeiten kamen also Tiere aus Osteuropa und Sibirien nach Mitteleuropa, in den Warmzeiten breitete sich die warmzeitliche Fauna des Mittelmeerraums in Richtung Norden nach Mitteleuropa aus. Da sich der Wechsel zwischen Glazialen und Interglazialen aus evolutiver Sicht relativ rasch vollzog, blieb den verschiedenen Arten keine Zeit zur

Anpassung an die neuen Gegebenheiten. Ein Abwandern bzw. lokales Aussterben im temporären Verbreitungsgebiet waren bei Änderungen des Klimas die einzige Alternative. Die Wechsel zwischen kalt- und warmzeitlichen Faunen dürften sich relativ rasch vollzogen haben, eine Vermischung beider kann vermutlich ausgeschlossen werden (KOENIGSWALD 2002).

Zur warmzeitlichen Fauna gehörten Arten wie das Flusspferd oder der Waldelefant. Ersterem gelang ein weites Vordringen Richtung Norden, bis nach England. Hindernisse, wie die Alpen, Pyrenäen oder die Karpaten, wurden dabei über die Flussläufe der Donau und der Rhône überwunden. Aber genau diese Bergrücken waren es auch, die in den Glazialen Schutz vor dem kältegeprägten Klima des Nordens boten. In der letzten Eiszeit dürfte dieser aber nicht mehr ausgereicht haben, da das Aussterben vieler Vertreter der warmzeitlichen Fauna, wie beispielsweise Waldelefant, Waldnashorn und Flusspferd, zu dieser Zeit auf eine Ausbreitung der kaltzeitlichen Bedingungen auf den Mittelmeerraum zurückgeführt wird. Neben dem Waldnashorn lebte noch eine weitere Nashornspezies in Eurasien, das Steppennashorn. Generell war das Bild der warmzeitlichen Fauna geprägt von an Bäume und Wälder angepassten Tierarten, darunter auch der Berberaffe (KOENIGSWALD 2002, O'REGAN 2009).

Repräsentanten der kaltzeitlichen Fauna waren unter anderem das Mammut, der Riesenhirsch oder das Steppenbison. Zum warmzeitlichen Waldnashorn existierte zudem ein an Kälte angepasstes Pendant, das Wollnashorn. Sie alle waren typische Vertreter der Mammutsteppe und starben zu Beginn des Holozäns aus. Auch Rentiere, Saigas, Lemminge, Polarfüchse und Vielfraße waren typisch für diese Phasen. Das kühlere Klima brachte offenes Grasland mit sich. Dementsprechend dominierten in der kaltzeitlichen Fauna Grasfresser, darunter Wildrinder, welche sich aufgrund der günstigen Bedingungen stark vermehren konnten (KOENIGSWALD 2002, O'REGAN 2009).

Neben diesen an Wärme bzw. Kälte angepassten Tieren, gab es auch einige Arten, die relativ gut mit dem Wechsel der klimatischen Gegebenheiten zurechtkamen und damit sowohl in den Glazialen als auch in den Interglazialen in Mitteleuropa lebten. Dies betraf primär Raubtiere, aber auch einige wenige Herbivore. So waren neben Wölfen, Tüpfelhyänen, Löwen inklusive Höhlenlöwen, Leoparden und Höhlenbären auch Pferde und Rothirsche in beiden Faunengesellschaften vertreten. Auch Geparden, Riesenhyänen und

Säbelzahnkatzen zählten zu den pleistozänen Raubtieren Eurasiens (KOENIGSWALD 2002, O'REGAN 2009).

Am Ende des Pleistozäns starben viele Arten aus. Dieses große Artensterben beschränkte sich allerdings nicht auf Europa, sondern betraf auch die übrigen Kontinente. Lediglich in Afrika waren die Ausmaße geringer. Dieses Artensterben war grundsätzlich nicht das erste in der Erdgeschichte, möglicherweise aber das erste, auf welches der Mensch einen bedeutenden Einfluss hatte (KOWALSKI 1986, O'REGAN 2009). „Im Eiszeitalter [...]“, schreibt Woldstedt, „[...] löst sich der Mensch aus dem Dunkel des Tierdaseins und steigt zu höherer Kultur empor (WOLDSTEDT 1961, S.1).“ Er spielt damit wohl auf die Entwicklung der geistigen Fähigkeiten an, die dem Menschen bis dahin unbekannte Möglichkeiten eröffneten. Beispielsweise optimierten neu entwickelte Geräte die Jagd und erhöhten den Jagderfolg (HOFFECKER 2009).

1.4 Die Fundstelle

Die Beschreibung der Fundstelle wurde FRANK & RABEDER (1997a) bzw. FRANK & RABEDER (1997b) aus Döppes' und Rabeders „Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs“, sowie teilweise auch RABEDER (1976) entnommen.

Bei der Fundstelle der in dieser Arbeit beprobten fossilen Caniden-Spezies handelt es sich um Höhlen- und Spaltenfüllungen im Pfaffenberg, einem Ausläufer im Westen der Hainburger Berge. Die Fundstätte liegt damit im Gemeindegebiet Bad Deutsch-Altenburg, im politischen Bezirk Bruck an der Leitha in Niederösterreich. Die Fundstelle Deutsch-Altenburg, Abkürzung DA, wurde mit der österreichischen Höhlenkatasternummer 2921/18 erfasst.

Entdeckt wurde die Fundstelle aufgrund von Abbauarbeiten im Steinbruch Hollitzer. Diese begannen im Jahr 1908 und dienten der Gewinnung von blaugrau gefärbtem, bituminösem Dolomit, wahrscheinlich mitteltriadischer Herkunft. Durch Sprengungsarbeiten wurde im selben Jahr bereits die erste Höhle inklusive Fossilien entdeckt. Diese wurde sechs Jahre später, im Jahr 1914, von Freudenberg beschrieben und mit „Deutsch-Altenburg 1“ bezeichnet. In den Jahren 1971 bis 1984 wurde die Erforschung des Steinbruchs vorangetrieben, was zur Entdeckung weiterer 51 Fossilfundstätten durch K. Mais und G. Rabeder führte. Dementsprechend sind heute 52 Fundstellen, verteilt auf Seehöhen von

210 m bis 312 m bekannt, welche nach dem Entdeckungszeitpunkt chronologisch durchnummeriert wurden. Sie umfassen einen Zeitrahmen, der vom Mittelpliozän bis zum Mittelpleistozän reicht.

Die Fossilien wurden in den verschiedenen Höhlen und Spalten unterschiedlich vorgefunden. Zum Teil lagen sie frei auf der Oberfläche des Höhlenbodens. Es waren dann also keine Sedimente vorhanden und die Fossilien wurden ohne Bindemittel auf Schutt oder Sinterplatten angetroffen. Die zweite Möglichkeit war, dass sie in Sedimente eingebettet waren. Diese waren grob- bis feinsandig und unterschiedlicher Herkunft. Es konnte sich um Höhlensedimente handeln, welche sich direkt in der Höhle geformt hatten. In diesem Fall wurden vereinzelte Flächen mit Höhlenlehm zwischen Schutt und Blockwerk gefunden. Dazu kamen Sinter, sowie durch selbigen verfestigte Sande. Es wurden aber auch Sedimente ausgemacht, die von außen durch Wind oder Wasser in die Höhlen verfrachtet wurden.

Bei der Beschreibung der einzelnen Fundstellen, wurden DA 2, DA 4, DA 16 und DA 30 von FRANK und RABEDER (1997b) in einer Gruppe zusammengefasst. Es handelt sich dabei um ein System von aufgefüllten Höhlen und Schächten im Zentrum des Steinbruchs, welches kontinuierlich angesprengt und schließlich völlig eliminiert wurde. Die insgesamt 12 Fundschichten mit Überresten von Wirbeltieren umfassen das Altpleistozän. Die einzelnen Schichtglieder wurden wiederum mit DA 2A, DA 2B, DA 2C (weiter unterteilt in DA 2C1 und DA 2C2), DA 2D, DA 2E, DA 2F, DA 2H, DA 4A, DA 4B, DA 16, DA 30A und DA 30B bezeichnet. Ein ungefähr 40 m breiter Schacht markierte den Haupteingang und das Zentrum des Höhlensystems. Dieser verlief senkrecht nach unten und hatte eine Länge von cirka 260 m. Von ihm zweigten spaltenförmige Fortsätze und Gänge ab. Das Höhlensystem war mit Ausnahme von DA 16 beinahe vollständig mit Sedimenten aufgefüllt.

Zahlreiche Fossilien wurden aus Deutsch-Altenburg geborgen und im Institut für Paläontologie der Universität Wien aufbewahrt. Eine Faunenliste der vorgefundenen Mollusken- und Wirbeltierarten kann für oben genannte Schichtglieder, mit Ausnahme von DA 2B, DA 2F und DA 2H, dem Anhang entnommen werden.

Im Folgenden wird noch kurz ein genauerer Blick auf DA 2C1, sowie auch auf DA 4B geworfen, da die hier untersuchten Caniden-Proben allesamt aus diesen beiden Fundschichten stammen.

Der Hohlraum von DA 2C1 war aufgefüllt mit braunem Grobsand und durchzogen von Dolomitschutt und Konkretionen von Sandstein. Die Mächtigkeit betrug in etwa 60 cm. Er war von Sandsteinplatten mit einer ungefähren Stärke von 10 cm überlagert. Die Fauna von DA 2C1 ist besonders artenreich und wird dementsprechend auch als Hauptfauna von DA 2 geführt. Wie bereits erwähnt, stammt auch sie aus dem Altpleistozän, das absolute Alter wird mit ungefähr einer Million Jahre angegeben.

Wie Frank und Rabeder ausführen, deutet die dort vorgefundene Molluskenfauna auf ein relativ warmes, aber nur mäßig feuchtes Klima zu Lebzeiten hin. Es dominieren die Vertreter der trockenen, offenen und halboffenen Lebensräume, auch wenn bestimmte Mollusken-Arten wie die *Macrogastera* für vereinzelt vorliegende Bewaldung sprechen. *Helicodiscus* und andere stehen für eine felsige Landschaft, dazu kommen noch balkanisch-südkarpatische Einflüsse, beispielsweise durch *Trichia sericea* oder *Helix figulina*. Eine genauere Betrachtung der Molluskenfaunen von Deutsch-Altenburg kann FRANK und RABEDER (1997b) entnommen werden.

Die Amphibien sind in DA 2C1 durch sechs, die Reptilien durch acht und die Vögel durch fünf Arten vertreten. Die Echsenart *Podarcis praemuralis* wurde hier erstmals beschrieben. Bei den Säugetieren kommen verschiedene Ordnungen vor. Repräsentanten der Insektenfresser sind die Talpidae, die Soricidae und die Erinaceidae. Auch bei den Soricidae gibt es mit *Dimylosorex tholodus* eine Erstbeschreibung. Die Fledermäuse sind durch die Rhinolophidae und die Vespertilionidae vertreten. Besonders häufig wurden Nagetiere vorgefunden, darunter Sciuridae, Gliridae, Cricetidae, Arvicolidae, sowie Muridae. Die Hasenartigen sind durch die Leporidae und die Ochotonidae vertreten. Unter den Raubtieren finden sich mit 11 Spezies vor allem Mustelidae, wobei Deutsch-Altenburg für drei Arten, nämlich *Psalidogale altenburgensis*, *Oxyvormela maisi* und *Meles hollitzeri* den locus typicus darstellt. Dazu kommen noch die Ursidae, die Felidae, sowie die drei in vorliegender Arbeit untersuchten Caniden-Arten. Neben Mitgliedern der Paarhufer, nämlich Cervidae und Bovidae, stellen

Stephanorhinus etruscus, *Mammuthus meridionalis* und *Macaca sylvanus* eine Besonderheit dar.

In DA 4B liegt eine Mischung aus braunem Lehm und Schutt zwischen losem Blockwerk vor. In dieser Fundstelle wurde die vielfältigste Molluskenfauna entdeckt. Deren Zusammensetzung deutet auf ein wärmeres und feuchteres Klima zur Zeit der Ablagerung hin, als gegenwärtig vorherrscht. Vorgefundene wärmeliebende Arten waren vor allem *Chondrula tridens albolimbata*, *Cecilioides cf. petitianus*, *Aegopinella minor* und *Helicopsis*. Verschiedene feuchtigkeitsliebende Arten weisen auf zeitlich begrenzte Kleingewässer und die Donau hin. Die Landschaft war vermutlich relativ stark strukturiert. Wald, Gebüschgruppen und offene Gebiete wechselten einander ab. Zudem zeigen die Clausilien, welche artenreicher als heute waren, bodenfeuchten Mischwald mit dominierenden Laubhölzern an. Wie in DA 2C1 kommt auch in DA 4B ein südkarpatisch-balkanischer Einfluss zum Tragen.

Die Amphibien sind hier mit vier Arten, die Reptilien mit 12 und die Vögel sogar mit 14 vertreten. Zu den für DA 2C1 genannten Säugetierfamilien kommen innerhalb der Nagetiere die Dipodidae, sowie *Equus sp.* für die Familie der Equidae. Bei den Hasenartigen fallen die Ochotonidae weg, auch die Cervidae und *Mammuthus meridionalis* fehlen. Die Arten mit locus typicus Deutsch-Altensburg werden durch *Podarcis altenburgensis*, *Microtus praehintoni* und *Pliomys hollitzeri* ergänzt (FRANK & RABEDER 1997a, FRANK & RABEDER 1997b, RABEDER 1976).

1.5 Ernährungsgewohnheiten der Vergleichstiere

1.5.1 *Vulpes vulpes* (Linnaeus, 1758) – Rotfuchs

Bei *Vulpes vulpes* handelt es sich um einen opportunistischen Fleischfresser. Er ernährt sich von Kleintieren bis zu einer Größe von Hasen bzw. Gänsen. Kleinsäuger, die gerne erbeutet werden, sind Kaninchen und Wühlmäuse. Dazu kommen Jungtiere von Rehen und Schafen. Auch Wirbellose, Eier, Aas, Beeren und Früchte stehen auf dem Speiseplan. In Küstenbereichen oder auf Inseln

lebende Vertreter fressen zudem tote Fische und Muscheln. Ebenso werden Müllhalden und Abfalleimer nach Fressbarem durchsucht, Geflügelställe geplündert oder Nachgeburten und verendete Tiere aus der Viehzucht gefressen (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983).

1.5.2 *Nyctereutes procyonoides* (Gray, 1834) – Marderhund

Laut AULAGNIER et al. (2009) handelt es sich bei *Nyctereutes procyonoides* um einen opportunistischen Allesfresser. Er ernährt sich von Fischen, Amphibien, bodenlebenden Vögeln, sowie Jungvögeln, kleinen Säugetieren bis Hasengröße und auch Hausgeflügel. Weitere tierische Energiequellen stellen Würmer, Insekten, Weichtiere und Eier dar. Auch Abfälle werden aufgenommen. Im Herbst wird die Nahrung stärker durch pflanzliches Material, wie Beeren, Obst, Eicheln und Bucheckern, ergänzt (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983).

1.5.3 *Crocuta crocuta* (Erxleben, 1777) – Tüpfelhyäne

Crocuta crocuta ist eine der vier Vertreter der Familie der Hyaenidae und kommt heute nur noch in Afrika vor. Sie zeigt relativ flexible Ernährungsgewohnheiten. Entgegen der weit verbreiteten Meinung, sie würde sich hauptsächlich von Aas und gestohlener Beute ernähren, erlegt sie den Großteil ihrer Beute selbst. Die Tüpfelhyäne greift dabei sogar junge Löwen und Elefanten an. Aasfressen und Kleptoparasitismus sind aber durchaus auch nicht selten. Bei der Art der Beute sind Tüpfelhyänen nicht besonders wählerisch. Sie bevorzugen zwar mittelgroße bis große Huftiere, verschmähen aber auch Insekten, Amphibien, Reptilien und Krokodileier nicht. Ihre bevorzugte Beute sind die in Afrika vorkommenden Zebras und Antilopen. Ein wichtiges Merkmal ist die Fähigkeit, Knochen zu brechen. Mit ihrer enormen Beißkraft von mehr als 9000 Newton sind sie dazu in der Lage, Knochen mit einem Durchmesser von über 7 cm aufzubrechen (FELIX 1980, HOLEKAMP & KOLOWSKI 2009).

1.5.4 *Acinonyx jubatus* Schreber, 1776 – Gepard

Acinonyx jubatus gehört zur Familie der Felidae. Unter den Carnivoren sind die Felidae am stärksten auf Fleisch ausgerichtet und werden deshalb auch als „Hypercarnivoren“ bezeichnet (SUNQUIST & SUNQUIST 2002, SUNQUIST & SUNQUIST 2009).

Zur bevorzugten Beute der Geparde gehören mittelgroße Huftiere, wobei ihre Beutetiere ein Gewicht von 40 kg selten übertreffen. Hauptsächlich werden Gazellen und kleine bis mittelgroße Antilopen gejagt. Aber auch Giraffen, afrikanische Büffel, Warzenschweine, afrikanische Strauße und Mufflons sind als Beute von *Acinonyx jubatus* anzusehen. Wenn nötig werden zudem kleinere Tiere gefressen, wie Perlhühner und Hasen. Ebenso soll in seltenen Fällen Kannibalismus auftreten (SUNQUIST & SUNQUIST 2002, SUNQUIST & SUNQUIST 2009).

Grundsätzlich gelten Geparden als recht erfolgreiche Jäger. Nur selten rauben sie Kadaver von anderen Carnivoren, meist werden sie selbst Opfer von Raubzügen größerer Fleischfresser (SUNQUIST & SUNQUIST 2002, SUNQUIST & SUNQUIST 2009).

1.5.5 *Panthera leo* Linnaeus, 1758 – Löwe

Genau wie *Acinonyx jubatus* gehört auch *Panthera leo* zu den hypercarnivoren Feliden. Löwen sind Generalisten. Sie zeigen sich bei ihrer Ernährung nicht besonders wählerisch und richten sich nach dem jeweiligen Angebot. Hauptbeute stellen aber mittelgroße bis große Huftiere dar. Als Nahrungsquelle dienen zusätzlich auch Vögel, Reptilien, Fische und sogar Insekten. Des Weiteren kommt es immer wieder zu Kannibalismus (SUNQUIST & SUNQUIST 2002, SUNQUIST & SUNQUIST 2009).

Zu den größten Beutetieren von *Panthera leo* gehören Giraffen, Büffel, Nilpferde und Elefanten. Das Beutespektrum umfasst also relativ kleine bis sehr große Tiere. Haben Löwen die Wahl, jagen sie vor allem Tiere, deren Körpergröße der eigenen entspricht, oder diese sogar übertrifft (SUNQUIST & SUNQUIST 2002, SUNQUIST & SUNQUIST 2009).

1.5.6 *Mephitis mephitis* (Schreber, 1776) – Streifenskunk

Mephitis mephitis ist ein Vertreter der Familie der Mephitidae. Es handelt sich dabei um opportunistische Omnivoren. Bevorzugt ernähren sie sich von Insekten, machen jedoch auch vor kleinen Säugetieren, Fischen, Amphibien, Reptilien, Würmern, Schnecken, Muscheln und Krebsen nicht halt. Ihre Nahrungsbandbreite wird ergänzt durch Früchte, Getreide, Gemüse, Nüsse, Vogeleier, Aas, Müll und Futter von Haustieren (DRAGOO 2009).

1.5.7 *Mustela putorius* Linnaeus, 1758 – Iltis

Mustela putorius frisst fast nur tierisches Material. Seine Nahrung umfasst kleine Säuger bis Hasengröße, Vögel inklusive Hausgeflügel, Fische, Amphibien, Reptilien, Würmer, Weichtiere, Insekten, deren Raupen, Aas und Eier. Besonders wichtig für die Ernährung von *Mustela putorius* sind Frösche und Kröten. Diese werden vor allem im Sommer und in höher gelegenen Regionen häufiger gefressen. Pflanzliches Material wird, mit Ausnahme der Jungtiere, eher weniger häufig aufgenommen (GÖRNER 1988, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009, SCHILLING et al. 1983).

1.5.8 *Martes martes* (Linnaeus, 1758) – Baummarder, Edelmarder

Martes martes ist ein Nahrungsopportunist. Seine Nahrung besteht aus Vögeln und Kleinsäugetern bis zur Größe eines Huhns bzw. Kaninchens, Reptilien, Insekten, deren Raupen, Aas und Eiern. Bevorzugt er auch tierische Nahrung, so wird diese aber dennoch durch Beeren, Obst, Bucheckern und sogar Honig ergänzt. Dabei spielen Früchte, wie beispielsweise Brombeeren und Vogelbeeren, besonders im Herbst und Spätwinter eine wichtige Rolle (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009, SCHILLING et al. 1983).

1.5.9 *Martes foina* (Erxleben, 1777) – Steinmarder

Ähnlich wie beim Baummarder besteht die Nahrung von *Martes foina* bevorzugt aus tierischem Material. Dieses umfasst Kleinsäuger bis Hasengröße, Vögel, Reptilien, Amphibien, Insekten und Würmer. Häufig werden auch Nutz- und Haustiere des Menschen, wie Hühner, Tauben oder Hasen, erbeutet. In Siedlungsgebieten dienen oft Ratten und Küchenabfälle als Energielieferanten. Bereichert wird die tierische Nahrung vor allem im Sommer und Herbst durch Früchte und anderes pflanzliches Material (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983).

1.5.10 *Meles meles* (Linnaeus, 1758) – Europ. Dachs

Meles meles ist ein Allesfresser unter den Musteliden. Sein Nahrungsspektrum umfasst Jungvögel, Amphibien, Reptilien, Schnecken, Insekten, Insektenlarven, Aas und Eier. Auch kleine Säugetiere (Mäuse, Maulwurf), junge und kranke Tiere stehen auf seinem Speiseplan. Dazu kommen verschiedenste pflanzliche Nahrungsquellen, wie Obst, junge Triebe, Gras, Wurzeln, Knollen, Pilze, Beeren, Eicheln und Bucheckern. *Meles meles* weist in unseren Breitengraden zudem die Besonderheit auf, sich vornehmlich von Regenwürmern zu ernähren. In trockeneren Gebieten wiederum wird der Mangel an Regenwürmern durch die vermehrte Aufnahme von Früchten, Getreide und Insekten kompensiert (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009, SCHILLING et al. 1983).

1.5.11 *Gulo gulo* (Linnaeus, 1758) – Vielfraß, Järv

Auch der größte terrestrische Mustelidae *Gulo gulo* nimmt vorzugsweise tierische Nahrung zu sich. AULAGNIER et al. (2009) bezeichnen ihn sogar als Fleischfresser. Sein Beutespektrum umfasst Kleinsäuger, bodenbrütende Vögel, Amphibien, Fische, Insekten, Weichtiere und Eier. Sogar größere Säugetiere, wie geschwächte Rentiere, Wild und Schafe, können dem Vielfraß zum Opfer fallen.

Laut AULAGNIER et al. (2009) stellen Rentiere in den Wintermonaten sogar die Hauptnahrungsquelle von *Gulo gulo* dar. Die Erbeutung selbiger gelingt dem Vielfraß, da er weniger stark im Schnee einsinkt, als die großen Pflanzenfresser. Sein Nahrungsspektrum im Sommer soll kaum bekannt sein. Oftmals ernährt sich *Gulo gulo* auch von übrig gebliebenen Huftierkadavern. Ebenso die Körper angeschwemmter Wale und Seehunde fungieren in Küstenregionen als Energielieferanten. Ergänzt wird die tierische Kost nur gelegentlich durch Beeren, Nüsse oder Pilze (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009, SCHILLING et al. 1983).

1.5.12 *Mellivora capensis* (Schreber, 1776) – Honigdachs

Bei *Mellivora capensis* handelt es sich um einen Allesfresser. Er ernährt sich von Kleinsäugetern bis Hasengröße und sogar von Antilopenjungen. Des Weiteren fallen ihm Vögel, Fische, Schildkröten und andere Reptilien zum Opfer. Neben Wirbellosen frisst er auch Wurzeln, Beeren und Früchte. Wie die deutsche Bezeichnung „Honigdachs“ bereits sagt, stehen auf seinem Speiseplan auch Honig, sowie die Larven der Honigbienen. Neben diesen Insekten werden in Regionen mit Viehzucht auch Mistkäfer und deren Larven vertilgt (AULAGNIER et al. 2009, FELIX 1980, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009).

2 Material

2.1 Fossiles Material

Die vorliegende Arbeit vergleicht drei fossile Caniden-Arten (*Vulpes praecorsac*, *Vulpes praeglacialis* und *Canis mosbachensis*) aus Deutsch-Altenburg mit verschiedenen rezenten Carnivoren, deren Ernährungsverhalten aus der Literatur bekannt ist. Sämtliche fossile Stücke stammen aus der Sammlung des Instituts für Paläontologie der Universität Wien (PIUW) und können Tabelle 3 im Anhang entnommen werden. Die Bezeichnungen DA 2C1 bzw. DA 4B stehen dabei für Deutsch-Altenburg und die beiden Fundspalten 2C1 und 4B, die in Kapitel 1.4 bereits beschrieben wurden.

Wie bei Carnivoren üblich, wurden auch in dieser Studie die Reißzähne des Brechscherenapparats, also der vierte obere Prämolare (P4) und der erste Molare des Unterkiefers (m1), für die Analyse herangezogen. Für *Vulpes praecorsac* ergab dies eine Probenanzahl von 12 Stück, für *Vulpes praeglacialis* waren es 4 und für *Canis mosbachensis* nur 2 Exemplare. Von den insgesamt 18 Abgüssen eignete sich aber nur die Hälfte (*Vulpes praecorsac*: 6 Proben, *Vulpes praeglacialis*: 2 Proben, *Canis mosbachensis*: 1 Probe) tatsächlich für die Microwear-Analyse.

2.1.1 *Vulpes praeglacialis* (Kormos, 1932)

Vulpes praeglacialis entwickelte sich aus *Vulpes alopecoides* F. Major, 1877. Selbst wiederum ist er der Vorfahre von *Vulpes angustidens* Thenius, 1954, aus welchem sich schließlich der heutige *Vulpes vulpes* Linnaeus, 1758 herausformte. In dieser Entwicklungslinie ist vor allem die stetige Größenzunahme auffällig. Zeitlich gesehen ist *Vulpes praeglacialis* vom Früh- bis Mittelpleistozän in Europa anzutreffen (BAUER 2001b, WANG & TEDFORD 2008).

In Österreich wurde *Vulpes praeglacialis* in mehreren Spalten Deutsch-Altenburgs gefunden, nämlich in DA 30A, DA 2C1, DA 2C2 und DA 4B (Frank & Rabeder 1997b).

Wie bereits in 1.1.3 erwähnt, ist die *Bulla auditiva* der Canidae sehr charakteristisch. Bei *Vulpes praeglacialis* entspricht ihre Gestalt der von *Vulpes vulpes* und ist damit aufgeblähter als bei der Gattung *Alopex* (RABEDER 1976).

Das Gebiss ähnelt, von den Dimensionen her, *Alopex lagopus*. Morphologisch gesehen, entspricht es eher *Vulpes vulpes*. Laut RABEDER (1976) ist die Zuordnung von *Vulpes praeglacialis* zur Gattung *Vulpes* Frisch, 1775 aufgrund typischer Gebissmerkmale aber eindeutig. So zeigt *Vulpes praeglacialis* die ursprüngliche Zahnformel, kurze, schmale und dolchartig gebogene Canini, sowie schmale und spitze Prämolaren. Die breiten Molaren des Oberkiefers haben einen deutlich entwickelten Talon. Außerdem ist der Metaconid des ersten unteren Molars relativ groß. Von rezenten Füchsen hebt sich *Vulpes praeglacialis* allerdings genügend ab, um als eigene Art identifiziert werden zu können. Die Unterschiede zu *Vulpes vulpes* sind nur gering. Grundsätzlich kann eine Verstärkung des Gebisses in der Entwicklung von *Vulpes praeglacialis* zu *Vulpes vulpes* erkannt werden, wobei *Vulpes angustidens* zwischen beiden vermittelt (RABEDER 1976).

Die Abbildungen 39 bis 42 dokumentieren nun die beprobten Fossilien von *Vulpes praeglacialis*.

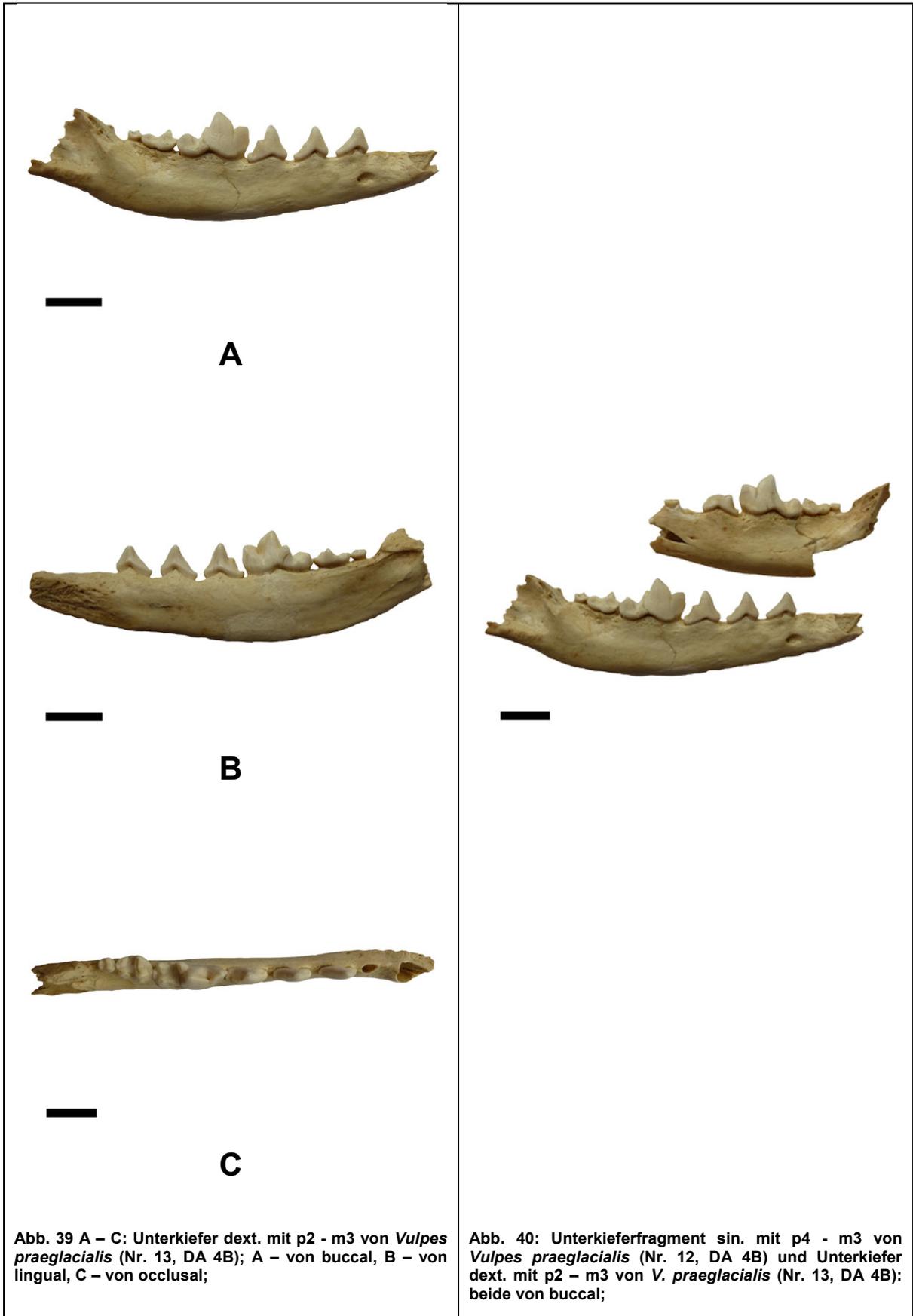


Abb. 39 A – C: Unterkiefer dext. mit p2 - m3 von *Vulpes praeglacialis* (Nr. 13, DA 4B); A – von buccal, B – von lingual, C – von occlusal;

Abb. 40: Unterkieferfragment sin. mit p4 - m3 von *Vulpes praeglacialis* (Nr. 12, DA 4B) und Unterkiefer dext. mit p2 – m3 von *V. praeglacialis* (Nr. 13, DA 4B): beide von buccal;

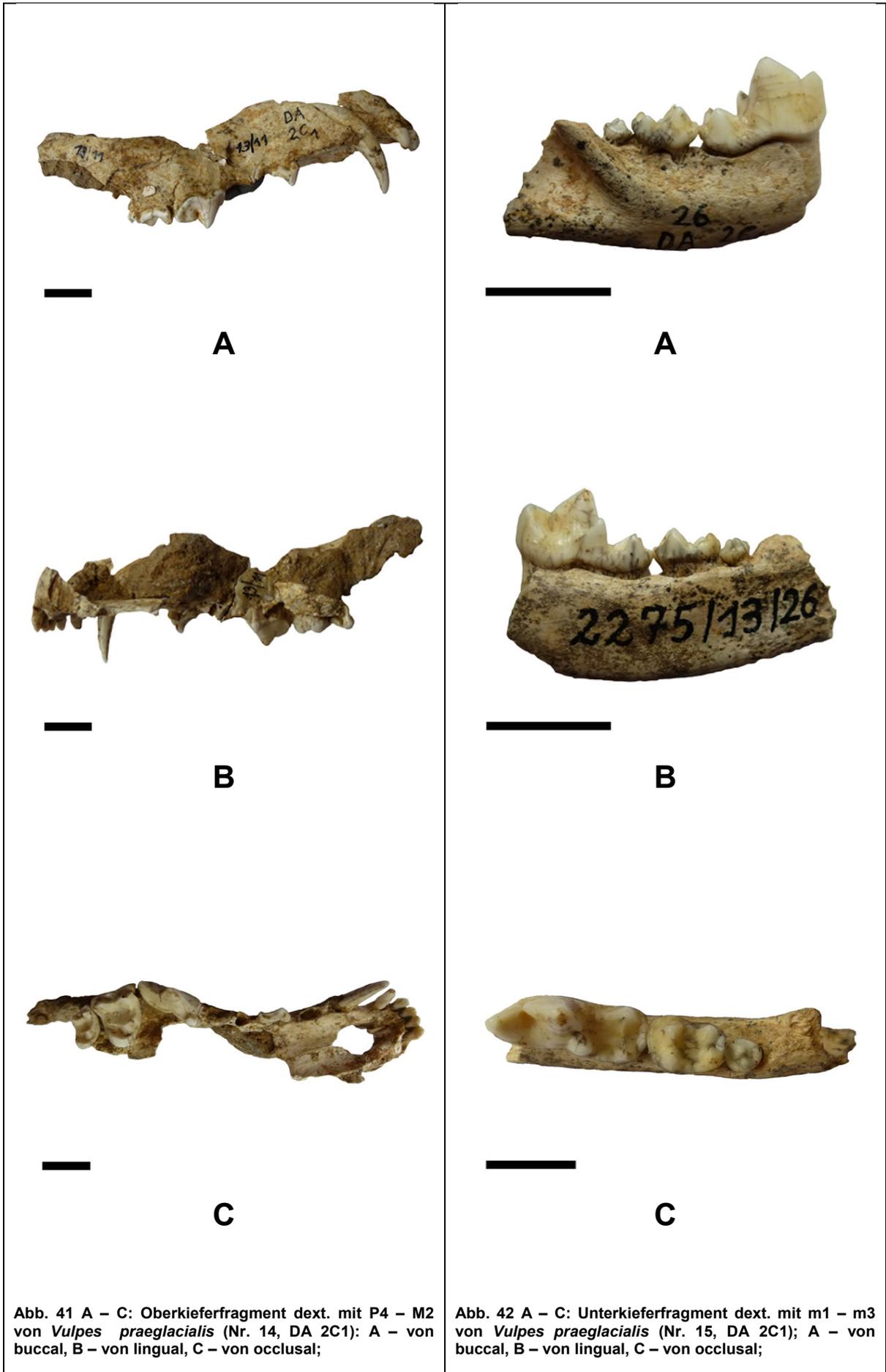


Abb. 41 A - C: Oberkieferfragment dext. mit P4 - M2 von *Vulpes prae glacialis* (Nr. 14, DA 2C1); A - von buccal, B - von lingual, C - von occlusal;

Abb. 42 A - C: Unterkieferfragment dext. mit m1 - m3 von *Vulpes prae glacialis* (Nr. 15, DA 2C1); A - von buccal, B - von lingual, C - von occlusal;

2.1.2 *Vulpes praecorsac* Kormos, 1932

Bei *Vulpes praecorsac* handelt es sich um eine relativ kleine *Vulpes*-Art. Sie zeigt die gleichen typischen Gebissmerkmale, wie *Vulpes praeglacialis*, weshalb auch sie eindeutig der Gattung zugeordnet werden kann (RABEDER 1976).

Die Stellung von *Vulpes praecorsac* als Vorläufer von *Vulpes corsac* ist nicht zweifelsfrei belegt. Seine Gebissmerkmale stimmen stärker mit *Vulpes praeglacialis*, *Vulpes vulpes* oder *Vulpes bengalensis* überein, als mit *Vulpes corsac*. Die starke Reduktion der Molaren spricht jedoch für eine enge Beziehung zu *Vulpes corsac* (RABEDER 1976).

Laut KURTÉN (1968) soll *Vulpes praecorsac* während des Villafranchiums und Mittelpleistozäns aufgetreten sein. In einem neueren Werk von WANG & TEDFORD (2008) wird er allerdings nur mehr dem Mittelpleistozän Europas zugeordnet (KURTÉN 1968, WANG & TEDFORD 2008).

Einzige Fundstelle in Österreich ist die Spalte DA 2C1 in Deutsch-Altenburg (Frank & Rabeder 1997b).

Die folgenden Abbildungen (Abb. 43 bis Abb. 50) zeigen nun die in dieser Arbeit verwendeten fossilen Stücke von *Vulpes praecorsac*.

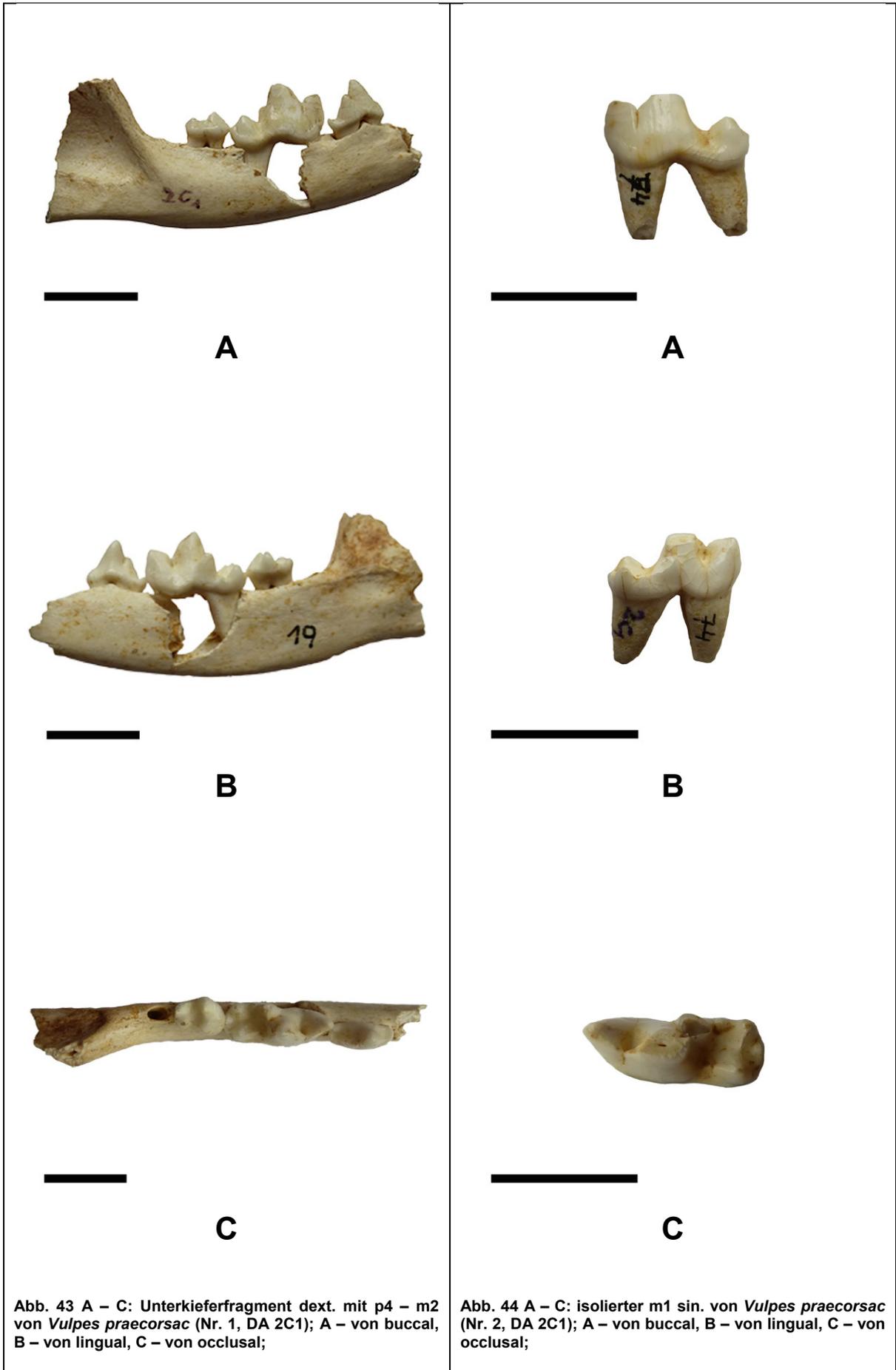


Abb. 43 A – C: Unterkieferfragment dext. mit p4 – m2 von *Vulpes praecorsac* (Nr. 1, DA 2C1); A – von buccal, B – von lingual, C – von occlusal;

Abb. 44 A – C: isolierter m1 sin. von *Vulpes praecorsac* (Nr. 2, DA 2C1); A – von buccal, B – von lingual, C – von occlusal;

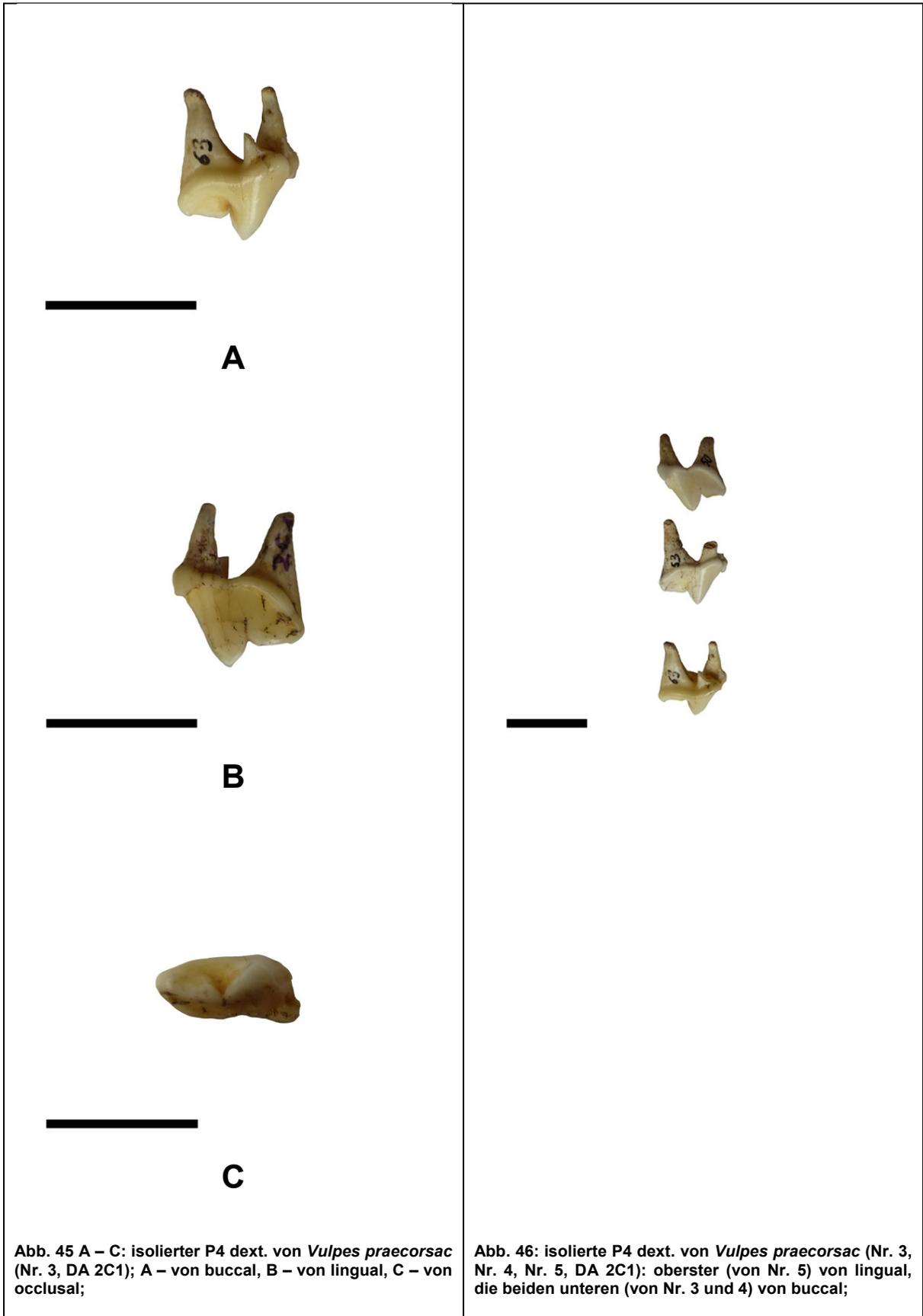
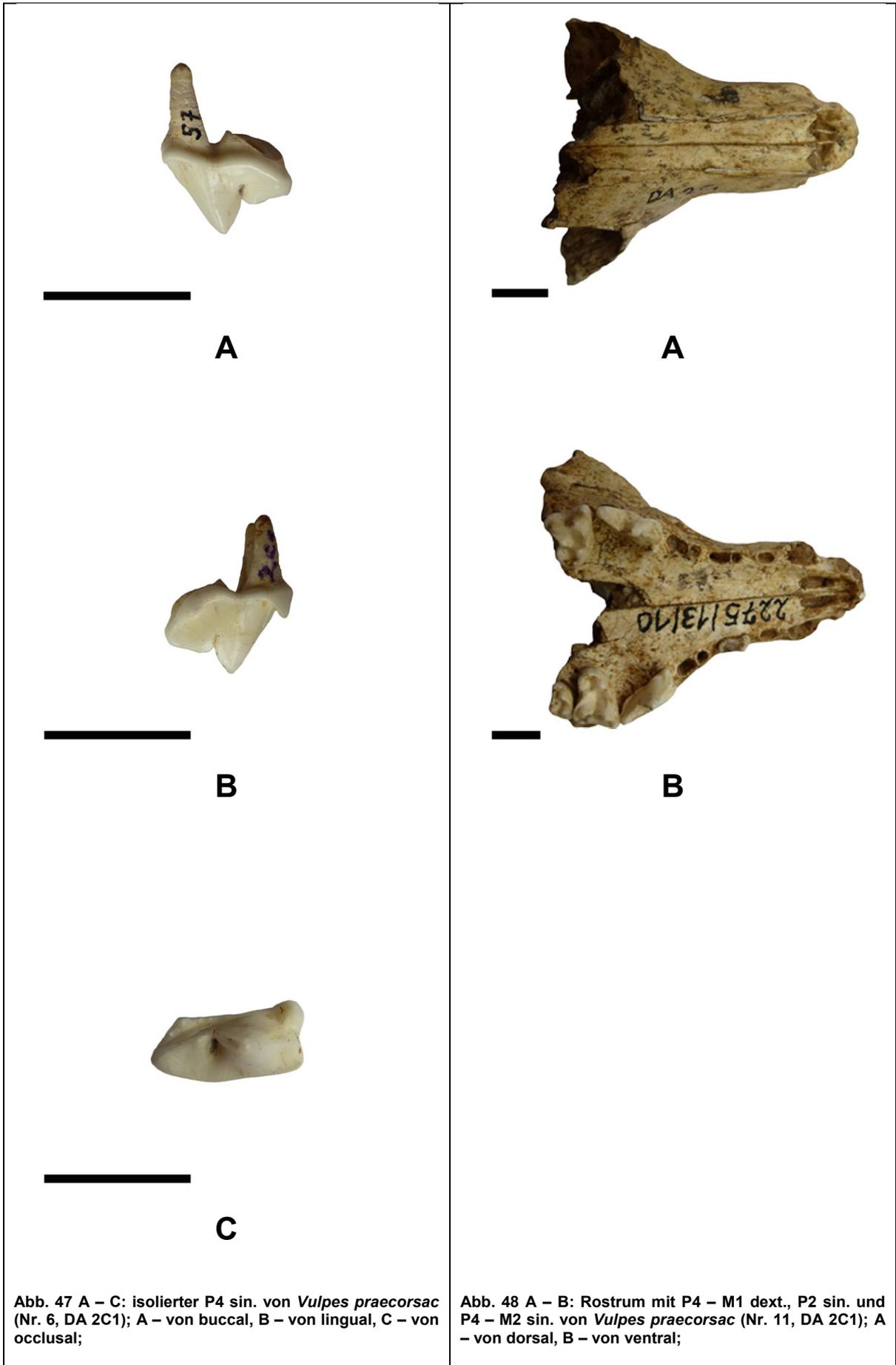


Abb. 45 A – C: isolierter P4 dext. von *Vulpes praecorsac* (Nr. 3, DA 2C1); A – von buccal, B – von lingual, C – von occlusal;

Abb. 46: isolierte P4 dext. von *Vulpes praecorsac* (Nr. 3, Nr. 4, Nr. 5, DA 2C1): oberster (von Nr. 5) von lingual, die beiden unteren (von Nr. 3 und 4) von buccal;





A



B



C

Abb. 49 A – C: Unterkiefer sin. mit i2 – m2 von *Vulpes praecorsac* (Nr. 9, DA 2C1); A – von buccal, B – von lingual, C – von occlusal;



Abb. 50: Unterkiefer dext. mit p2 – m3 von *Vulpes praecorsac* (Nr. 7, DA 2C1), Unterkiefer dext. mit p3 – m2 von *Vulpes praecorsac* (Nr. 8, DA 2C1), Unterkiefer sin. mit i2 – m2 von *V. praecorsac* (Nr. 9, DA 2C1) und Unterkiefer sin. mit p1 – m3 von *V. praecorsac* (Nr. 10, DA 2C1): alle von buccal;

2.1.3 *Canis mosbachensis* Soergel, 1925

Canis mosbachensis entwickelte sich aus dem kleineren und weniger robusten *Canis etruscus* Forsyth Major, 1877. WANG & TEDFORD (2008) ordnen *Canis mosbachensis* dem Mittelpleistozän Europas zu. Laut GROISS et al. (2009) trat er aber sogar vom Altpleistozän bis zum Mittelpleistozän auf (AGUSTÍ & ANTÓN 2002, GROISS et al. 2009, WANG & TEDFORD 2008).

Die Stellung von *Canis mosbachensis* ist nicht völlig geklärt. Von einigen Autoren wird er als Unterart von *Canis lupus* angesehen, also als *Canis lupus mosbachensis*. Andere bezeichnen ihn jedoch als dessen Vorgänger (GROISS et al. 2009).

Fest steht aber, dass *Canis mosbachensis* kleiner als heutige, europäische Vertreter war. Seine Größe ist mit der rezenter Wölfe aus dem Nahen Osten vergleichbar (KURTÉN 1968).

Österreichische Funde von *Canis mosbachensis* wurden nicht nur in Deutsch-Altensburg (DA 1, DA 2C1, DA 4B) gemacht, sondern auch am Laaerberg, in Hundsheim und in der Repolusthöhle (FRANK & RABEDER 1997b, FRANK & RABEDER 1997c, FRANK & RABEDER 1997d, RABEDER 1997, RABEDER & TEMMEL 1997).

Im Vergleich zu den Stücken aus den übrigen Fundstellen, tragen jene aus den Spalten DA 2C1 und DA 4B lediglich den Titel *Canis cf. mosbachensis*. Laut RABEDER (1976) entsprechen die von ihm beschriebenen Wolfszähne und Zahnfragmente aus DA 2C1 (beinhalteten nicht die hier beprobten Exemplare) morphologisch im Wesentlichen *Canis mosbachensis* aus Hundsheim. Aufgrund der kleineren Dimensionen kann die Zuordnung zu dieser Spezies aber nicht als gesichert angesehen werden, ist aber wahrscheinlich (FRANK & RABEDER 1997b, RABEDER 1976).

In den folgenden Abbildungen (Abb. 51, Abb. 52) wurden die fossilen Proben von *Canis mosbachensis* festgehalten.

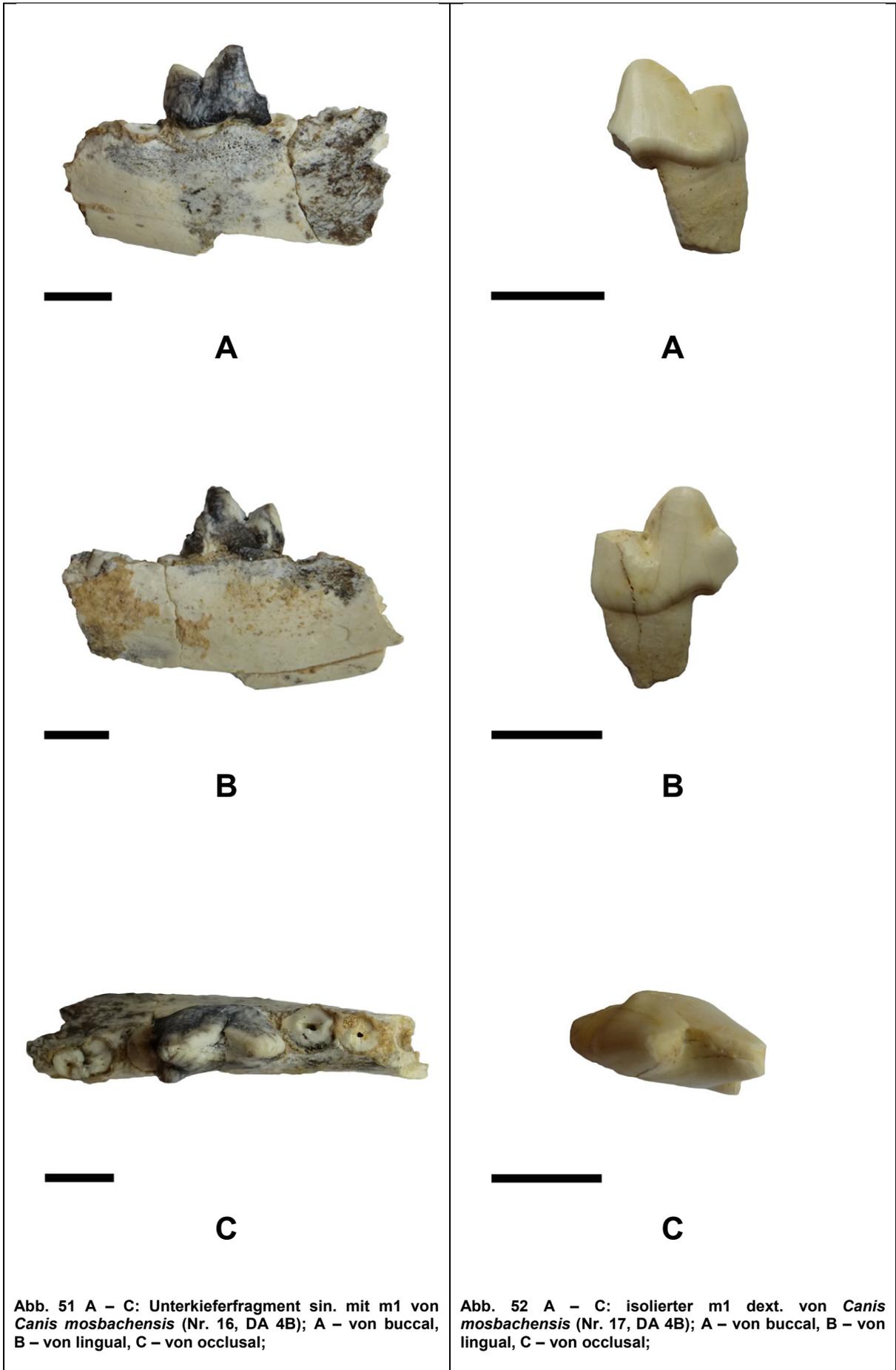


Abb. 51 A - C: Unterkieferfragment sin. mit m1 von *Canis mosbachensis* (Nr. 16, DA 4B); A - von buccal, B - von lingual, C - von occlusal;

Abb. 52 A - C: isolierter m1 dext. von *Canis mosbachensis* (Nr. 17, DA 4B); A - von buccal, B - von lingual, C - von occlusal;

2.2 Rezent Material

Die beprobten, rezenten Vergleichsarten wurden uns allesamt vom Naturhistorischen Museum Wien, Abteilung für Säugetiere (NMW) zur Verfügung gestellt. Auch diese können allesamt Tabelle 4 im Anhang entnommen werden. Insgesamt umfassten unsere rezenten Vergleichstiere 10 Arten aus 3 Familien. Die Musteliden waren am stärksten vertreten, mit *Martes foina* (6), *Mustela nivalis* (3), *Martes martes* (7), *Gulo gulo* (2), *Vormela peregusna* (5), *Meles meles* (6), *Mellivora capensis* (1) und *Mustela putorius* (6). Aus der Familie der Caniden kamen *Nyctereutes procyonoides* (5) und aus der Familie der Mephitidae *Mephitis mephitis* (3) dazu. Die Zahlen in Klammer nach den einzelnen Artnamen geben die jeweilige Anzahl der beprobten Individuen an.

Da bei allen 46 Individuen immer alle vier Reißzähne (P4 dext., P4 sin., m1 dext., m1 sin.) vorhanden waren, ergab dies eine Gesamtstückzahl von 184 Proben. Von diesen ging aber auch wieder nur ein Teil tatsächlich in die Microwear-Analyse ein, wie Tabelle 2 zeigt.

Tab. 2: Übersicht über die Gesamtstückzahl, die Anzahl der brauchbaren Stücke, die Anzahl der unbrauchbaren Stücke und den Ausfall in Prozent der selbst beprobten, rezenten Vergleichsarten.

Taxon	brauchbar	unbrauchbar	gesamt	Ausfall in %
<i>N. procyonoides</i>	11	9	20	45
<i>M. mephitis</i>	1	11	12	91,7
<i>G. gulo</i>	3	5	8	62,5
<i>M. meles</i>	8	16	24	66,7
<i>M. putorius</i>	9	15	24	62,5
<i>M. capensis</i>	2	2	4	50
<i>M. martes</i>	12	16	28	57,1
<i>M. foina</i>	5	19	24	79,2
<i>V. peregusna</i>	0	20	20	100
<i>M. nivalis</i>	0	20	20	100
gesamt	51	133	184	72,3

Zusätzlich zu den von uns beprobten Tieren, wurden uns von Frau Mag. Dr. Katharina Bastl weitere Vergleichsdaten rezenter Carnivoren (*Crocota crocuta*, *Acinonyx jubatus*, *Panthera leo*, *Vulpes vulpes*) zur Verfügung gestellt, welche von

ihr im Rahmen ihrer Doktorarbeit erhoben wurden und dieser auch entnommen werden können (BASTL 2012).

Die kommenden fünf Seiten sind der fotografischen Dokumentation der rezenten Vergleichstiere gewidmet. Die Abbildungen (Abb. 53 bis Abb. 62) zeigen dabei jeweils einen Repräsentanten einer jeden Vergleichsart.

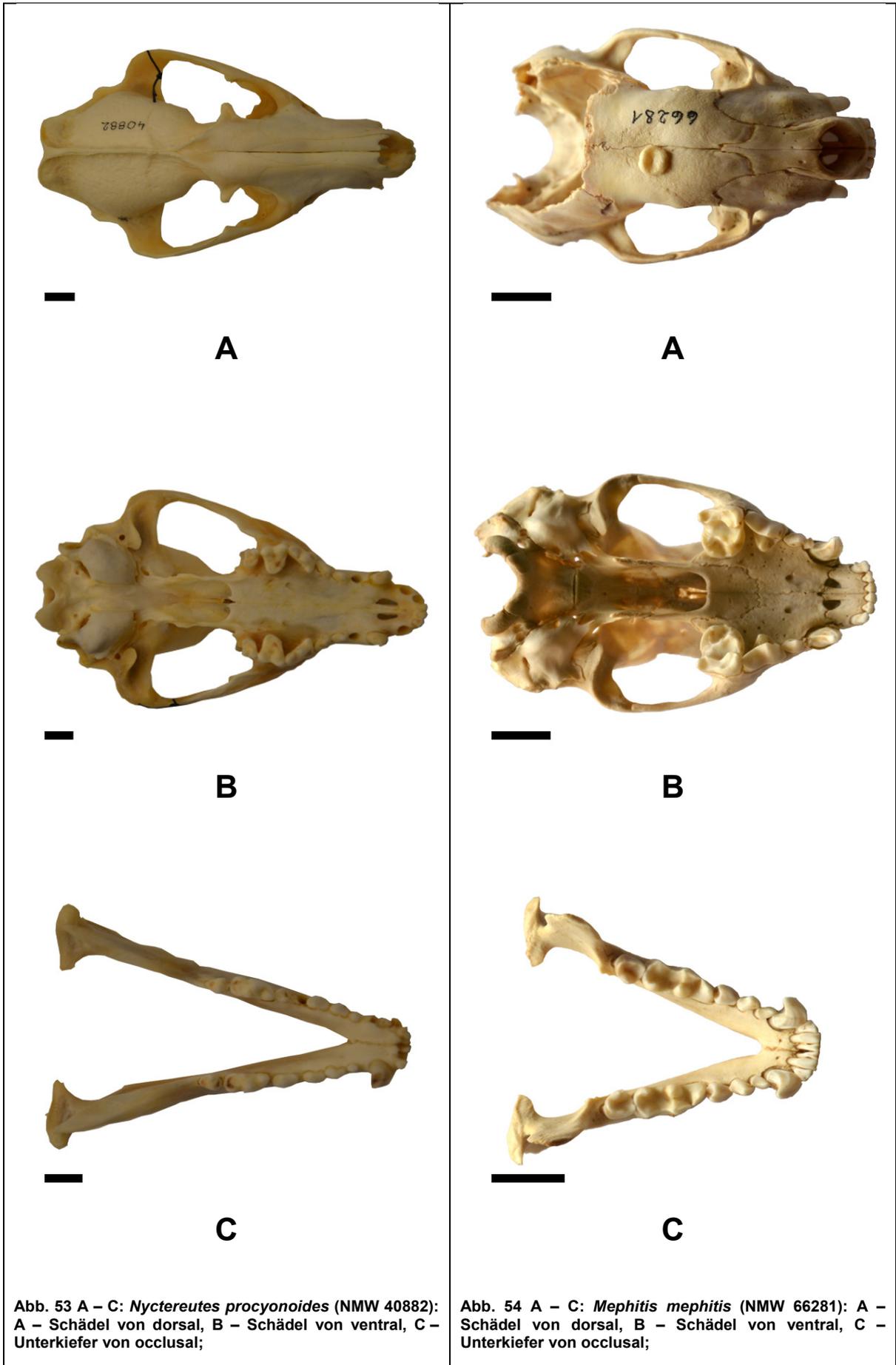
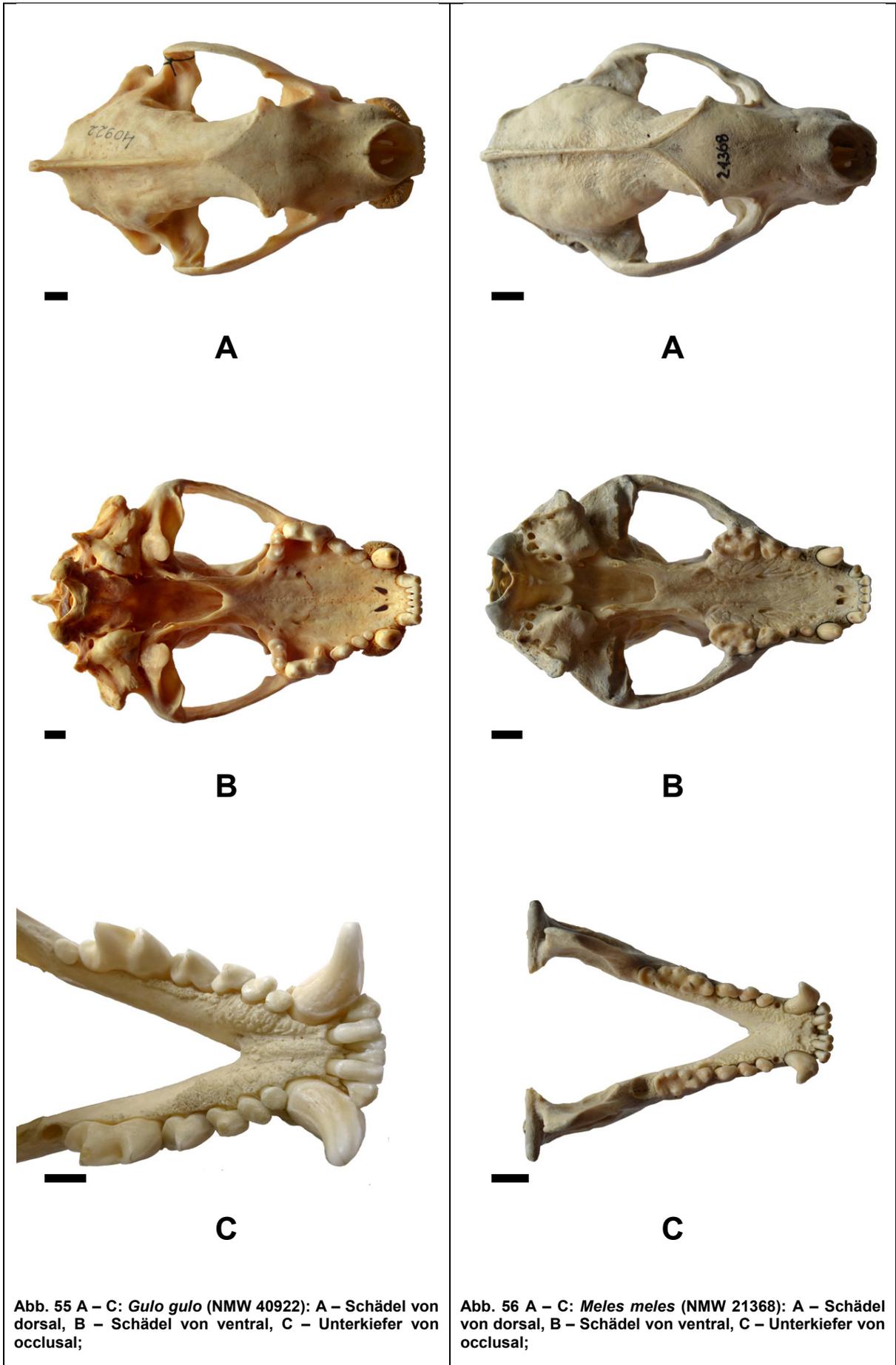
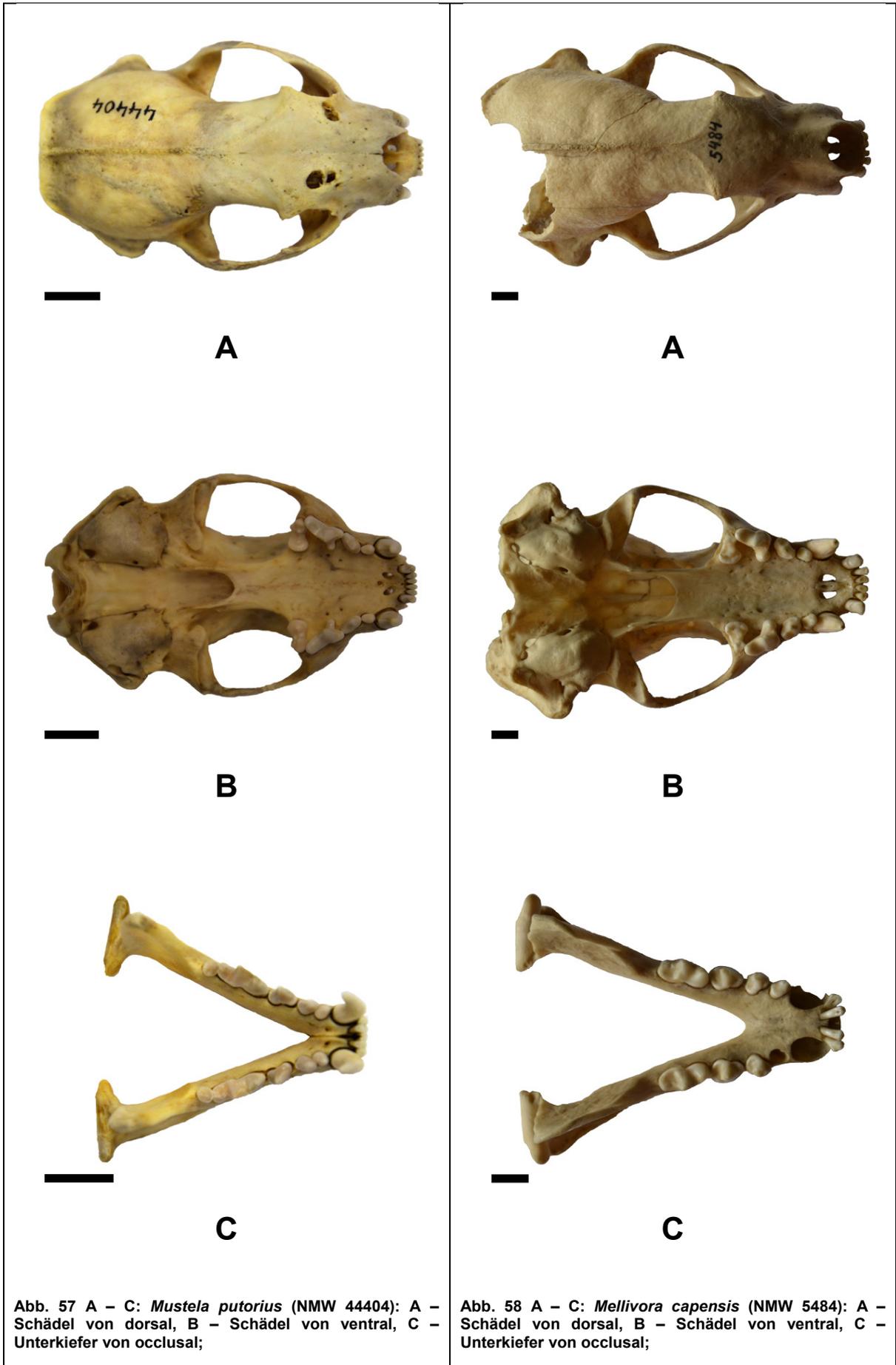
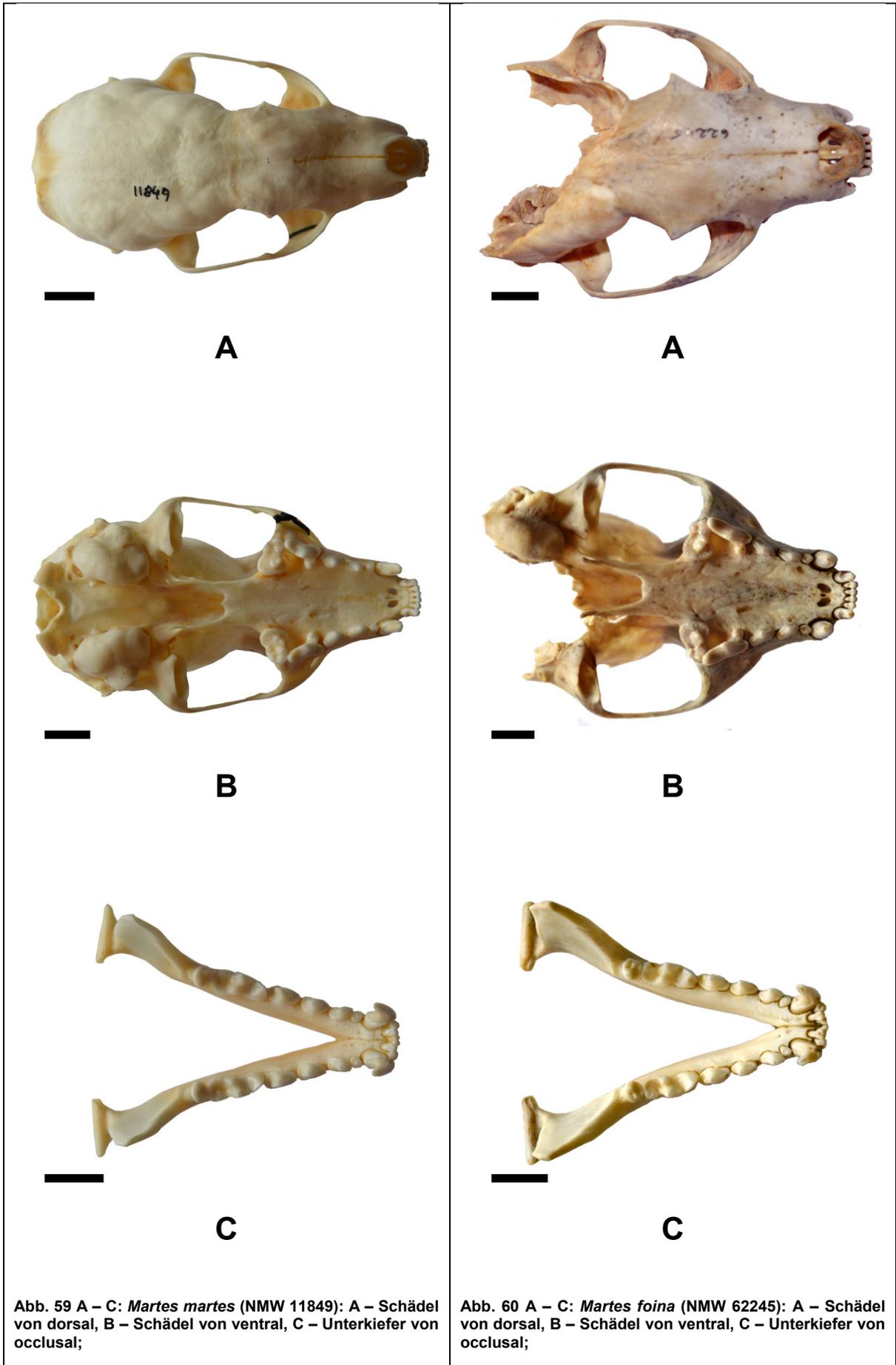


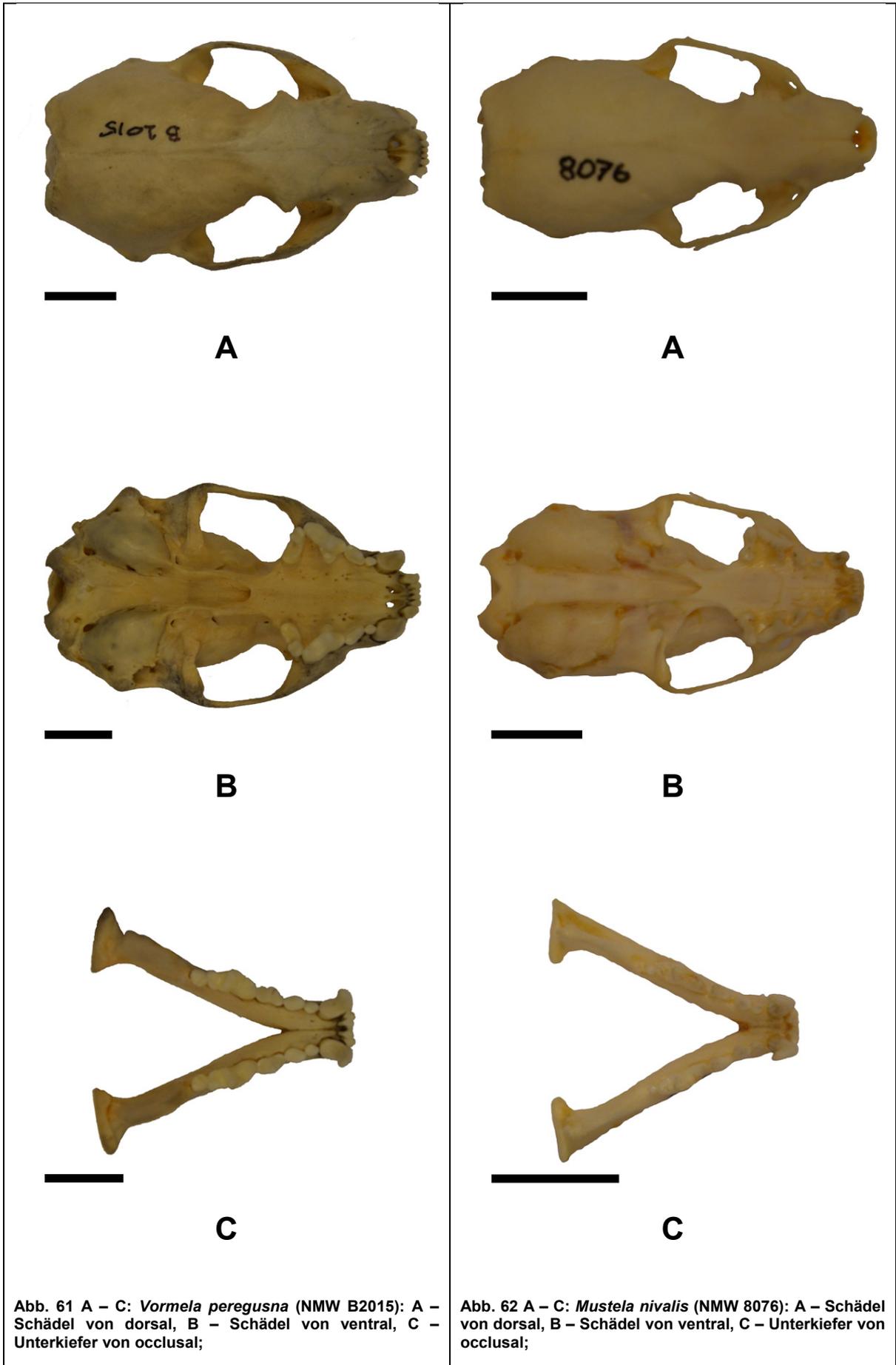
Abb. 53 A – C: *Nyctereutes procyonoides* (NMW 40882):
 A – Schädel von dorsal, B – Schädel von ventral, C –
 Unterkiefer von occlusal;

Abb. 54 A – C: *Mephitis mephitis* (NMW 66281): A –
 Schädel von dorsal, B – Schädel von ventral, C –
 Unterkiefer von occlusal;









3 Methode

3.1 Definition Microwear-Analyse

Das Wort „microwear“ kommt aus dem Englischen und bedeutet übersetzt so viel wie „Mikroverschleiß“ oder „Mikroabnutzung“. Die Aufnahme von Nahrung verursacht verschiedene Abnutzungsmuster auf dem Zahnschmelz. Dies kommt vor allem bei Säugetieren zum Tragen, da sie ihr Futter aktiv kauen. Wie der Name „Microwear-Analyse“ schon sagt, handelt es sich dabei also um eine Methode zur Bestimmung von Ernährungsanpassungen aufgrund verschiedener Abnutzungsmuster des Zahnschmelzes. Die microwear des Zahnschmelzes ändert sich sehr rasch, so dass die Muster nur Auskunft über die letzten Mahlzeiten geben (GOILLOT et al. 2009, SOLOUNIAS & SEMPREBON 2002).

3.2 Abnutzungsspuren

Dieses Unterkapitel ist der Beschreibung der beobachtbaren Abnutzungsspuren am Zahnschmelz gewidmet, die bei unterschiedlichem Lichteinfall sichtbar werden. Im Wesentlichen lassen sich drei große Kategorien unterscheiden, nämlich scratches, pits und gouges. Die beiden ersteren können wiederum feiner untergliedert werden. Die Charakterisierung der einzelnen Variablen folgt SOLOUNIAS & SEMPREBON (2002) bzw. SEMPREBON et al. (2004) und wird gegebenenfalls durch eigene Beobachtungen ergänzt.

3.2.1 Scratches

Bei scratches handelt es sich um längliche Abnutzungserscheinungen. Sie zeichnen sich dadurch aus, dass sie länger als breit sind und zwei parallele Seiten aufweisen. Die tatsächlichen Breiten der scratches wurden zwar nicht ermittelt, dennoch kann aufgrund unterschiedlicher Refraktion eine Unterteilung in fine, coarse und hypercoarse vorgenommen werden.

Fine scratches sind sehr schmal und zeigen nur eine geringe Tiefe. Aufgrund dieser Flachheit brechen sie aufkommendes Licht relativ gut und erscheinen daher hell und glänzend.

Coarse scratches sind etwas breiter und merklich tiefer. Sie sind aber noch flach genug in den Schmelz eingearbeitet, sodass sie noch relativ hell erscheinen, wenn auch merklich weniger als fine scratches. Außerdem sind sie so deutlich, dass sie im Vergleich zu den fine scratches relativ einfach gefunden werden können.

Hypercoarse scratches sind wesentlich breiter und sehr tief. Aufgrund der geringen Refraktivität heben sie sich stets deutlich und sehr dunkel vom Rest ab. Neben der Unterscheidung der scratches aufgrund unterschiedlicher Refraktion, erfolgt eine Differenzierung auch aufgrund der Orientierung. Wenn es unter allen vorhandenen scratches eine erkennbare Hauptrichtung gibt, können jene summiert werden, die senkrecht bzw. fast senkrecht zu dieser verlaufen. Diese scratches werden dann unter dem Begriff **cross scratches** zusammengefasst. Ist keine Hauptrichtung erkennbar, so muss die Auswertung der cross scratches entfallen (SEMPREBON et al. 2004, SOLOUNIAS & SEMPREBON 2002).

3.2.2 Pits

Im Gegensatz zu den länglichen scratches sind pits kreisförmige bzw. nahezu kreisförmige Abnutzungerscheinungen. Ihre Weite entspricht damit im Wesentlichen ihrer Länge. Auch hier kann aufgrund unterschiedlicher Refraktion der einzelnen Merkmale eine Differenzierung in small, large und puncture pits getroffen werden.

Small pits sind relativ flach in den Schmelz eingekerbt, weshalb sie den Lichtstrahl gut brechen und sehr hell und glänzend erscheinen.

Large pits sind größer und vor allem tiefer. Aufgrund dessen sind sie weniger refraktär und dementsprechend zeigen sie sich dunkler, niemals hell oder glänzend. Wenn sie auch nicht vermessen wurden, so zeichnen sie sich dennoch durch mindestens den doppelten Durchmesser eines small pits' aus.

Eine Sonderform der large pits sind so genannte „**puncture pits**“. Diese haben, wie die übrigen pits, regelmäßige Ränder, sind symmetrisch und äußerst tief in den Zahnschmelz eingekerbt. Ihre tiefste Stelle liegt im Zentrum. Sie sind sehr schwach refraktär und erscheinen unter dem Mikroskop damit äußerst dunkel und

zwar deutlich dunkler als andere large pits. Puncture pits sind immer relativ groß, auch wenn eine gewisse Variabilität gegeben ist. Eine weitere Unterteilung wurde von uns nicht vorgenommen. SEMPREBON et. al (2004) schlagen jedoch eine feinere Differenzierung der puncture pits in small, medium und large vor. Puncture pits mit einem Durchmesser von 0,1 mm oder mehr (ca. ein Viertel des auszuzählenden Quadrats) fallen bei dieser Einteilung in die Kategorie large puncture pits, jene mit Durchmesser von 0,03 mm oder weniger in die Abteilung small puncture pits. Dazwischen liegen die medium puncture pits (SEMPREBON et al. 2004, SOLOUNIAS & SEMPREBON 2002).

3.2.3 Gouges

Bei gouges handelt es sich um unverwechselbare Spuren am Zahnschmelz. Sie zeichnen sich durch unregelmäßige, ausgefranste Ränder und ihre enorme Größe (2 - 3-mal größer als large pits) aus. Da sie noch tiefer sind als large pits, können sie Licht nur schlecht brechen und erscheinen damit sehr dunkel (SOLOUNIAS & SEMPREBON 2002).

3.3 Entwicklung der Microwear-Analyse

Am Beginn dieser Art der Zahnschmelzanalyse steht die Erforschung der Abnutzungsmuster unter Verwendung eines Rasterelektronenmikroskops. Mit leitenden Metallen ummantelte Zahnabgüsse werden dabei mit 500-facher Vergrößerung untersucht. Bei der Microwear-Analyse mit dem Rasterelektronenmikroskop handelt es sich um eine sehr brauchbare Methode zur Bewertung von Ernährungsanpassungen. Dennoch wurde dieses Verfahren äußerst stiefmütterlich behandelt und nicht entsprechend seines Informationsgehalts ausreichend genutzt. Gründe dafür sind wohl im großen Zeit- und Kostenaufwand zu suchen (SOLOUNIAS & SEMPREBON 2002).

Diese Probleme können mit einer neuen Form der Microwear-Analyse, welche bei deutlich geringerer Vergrößerung (35-fach) durchgeführt wird, umgangen werden. Hierbei wird lediglich ein Standardlichtmikroskop benötigt. Es handelt sich damit um eine relativ günstige und noch dazu schnelle Methode. Diese Vorteile ermöglichen nun die Bearbeitung einer bei weitem größeren Menge an Proben,

verglichen zu den ursprünglichen, oft nur wenige Stücke umfassenden Probenpools. Dadurch wiederum werden eine kritische Bewertung und statistisch signifikante Aussagen realisierbar. Diese neue Form der Microwear-Analyse wurde erstmals im Mai 2002 vom American Museum of Natural History unter dem Titel „Advances in the Reconstruction of Ungulate Ecomorphology with Application to Early Fossil Equids“ veröffentlicht und stammt von Nikos Solounias (New York) und Gina Semprebon (Longmeadow, MA). Untersucht wurde dabei eine sehr große Anzahl rezenter Ungulaten, die auch als Vergleichsmaterial bei der Erforschung der Ernährungsgewohnheiten einiger fossiler Equiden-Arten in dieser Studie dienten. Dies ergab eine relativ umfangreiche Datenbank für Ungulaten-Microwear (SOLOUNIAS & SEMPREBON 2002).

Neben den Ergebnissen für die Ungulaten, ist ein interessanter Bestandteil dieser Studie die Diskussion der neuen Methode. Solounias und Semprebon zeigen in einem Vergleich die gute Übereinstimmung der Microwear-Analyse bei geringer Vergrößerung mit anderen Verfahren (SOLOUNIAS & SEMPREBON 2002).

Bereits zwei Jahre nach Veröffentlichung ihrer ersten Arbeit folgte eine weitere Studie zur Microwear-Analyse von Semprebon und Solounias, in Zusammenarbeit mit L. R. Godfrey, M. R. Sutherland und W. L. Jungers. Dabei sollte die neue, ursprünglich auf Ungulaten angewandte Methode, nun an Primaten getestet werden. Wichtiger als die erfolgreiche Anwendung der Methode auf Primaten, war jedoch der Versuch, die Brauchbarkeit der Microwear-Analyse mit dem Standardlichtmikroskop als wissenschaftliche Methode zu belegen. Die Microwear-Analyse erwies sich dabei als äußerst wertvoll und nur wenig fehleranfällig (sowohl bei Wiederholung durch einen Untersuchenden, als auch unter verschiedenen Beobachtern). Zudem konnte gezeigt werden, dass die Methode für Zähne des Ober- und Unterkiefers gleichermaßen geeignet ist und auch die Wahl der auszählenden Stelle nicht maßgeblich ist (SEMPREBON et al. 2004).

Schlussendlich betonten SEMPREBON et al. (2004), dass es sich bei der Microwear-Analyse mit dem Standardlichtmikroskop um keinen Ersatz der Analyse mit dem Rasterelektronenmikroskop handelt, da die beiden bei stark unterschiedlicher Vergrößerung durchgeführt werden und somit die identifizierten features nicht einfach gleichgesetzt werden können. Gemein ist lediglich die Verwendung der Begriffe „pits“ und „scratches“, wohingegen der Terminus „puncture pits“ nur in

Analysen mit dem Standardlichtmikroskop gebraucht wurde. Zudem erwähnen sie einen weiteren Vorteil der neuen Methode. Die dabei ausgezählten Flächen sind repräsentativer, da sie um das sechsfache größer sind, als bei der Analyse mit dem Rasterelektronenmikroskop (SEMPREBON et al. 2004).

Auch die Ernährungsgewohnheiten einiger Carnivoren wurden mit Hilfe der Microwear-Analyse untersucht, wenn auch in einem weitaus geringeren Umfang (BASTL et al. 2012). Einige dieser Studien sollen hier kurz erwähnt werden. Bereits 1986 veröffentlichten TAYLOR & HANNAM (1986) eine Arbeit, in der sie die Microwear-Analyse auf einige Viverriden-Arten anwandten. Sie erkannten zwei Arten von Abnutzungsspuren, nämlich Gruben und Furchen. Eine Interpretation ihrer Ergebnisse ist aber aufgrund des sehr kleinen Probenpools und der Einbeziehung der gesamten Zahnreihe relativ problematisch (TAYLOR & HANNAM 1986). VAN VALKENBURGH et al. (1990) beschäftigten sich mit der Schneidefacette des ersten Unterkiefermolars. Ziel war die Erforschung der Ernährungsgewohnheiten der Säbelzahnkatze *Smilodon fatalis*. Zum Vergleich wurden einige Arten der Caniden, Feliden, Musteliden und Hyaeniden herangezogen. *Smilodon fatalis* zeigte relativ wenige pits und verhältnismäßig feine Abnutzungsspuren. Er wurde als knochenmeidender, strikter Fleischfresser identifiziert (VAN VALKENBURGH et al. 1990).

Nur zwei Jahre nach Entwicklung der Microwear-Analyse mit dem Lichtmikroskop an Ungulaten, wurde die Methode von DEWAR (2004) auf Carnivoren angewandt. Er sah sich die Abnutzungsspuren des M1 an und verglich einige rezente Caniden-Arten, *Ursus* und Ailuropoda mit fossilen Carnivoren, Miaciden, Creodonten und Condylarthra. Zudem erkannte DEWAR, dass bei Carnivoren die Anzahl der pits aussagekräftiger ist (DEWAR 2004).

Ziel der Studie von GOILLOT et al. (2009) war die Ermittlung der Ernährungsgewohnheiten von *Amphicyon major*, welche sich schlussendlich als fuchsähnlich erwiesen. Der relativ große Vergleichsdatenpool rezenter Carnivoren umfasste Musteliden, Feliden, Hyaeniden, Caniden, Ursiden, Ailuriden, Procyoniden, Eupleriden und Herpestiden. Nach einer Abwandlung der Methode durch MERCERON et al. (2004) wurden der erste Molar des Unter- und Oberkiefers untersucht. Neben den Ergebnissen für *Amphicyon major* bestätigen GOILLOT et al. (2009) die Brauchbarkeit der Methode für Carnivoren (GOILLOT et al. 2009, MERCERON et al. 2004).

In der jüngsten Studie zur Carnivoren-Microwear von BASTL et al. (2012) wurden Mitglieder verschiedener rezenter Familien so ausgewählt, dass sämtliche Ernährungsnischen der Raubtiere abgedeckt wurden. Vertreten waren dabei die Feliden, Hyaeniden, Caniden, Viverriden und Nandiniiden. Diesem Vergleichspool wurde die fossile Gattung *Hyaenodon* gegenübergestellt. Die Ernährungsgewohnheiten für *Hyaenodon* erwiesen sich als hyänenartig und schlossen Knochenbrechen ein. Für diese Studie wurden die beiden Reißzähne der Carnivoren bzw. der m2 bei *Hyaenodon* verwendet. BASTL et al. stellten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Reißzähnen des Ober- und Unterkiefers fest. Außerdem betonten sie nochmals, dass pits geeigneter für die Unterscheidung der einzelnen Ernährungstypen sind. Ihnen zu Folge gelingt die Aufspaltung der Carnivoren am besten durch Gegenüberstellung von small pits und large pits und nicht, wie bei Ungulaten üblich, durch scratches versus pits (BASTL et al. 2012).

3.4 Durchführung

Bevor mit der Schilderung der Methode begonnen wird, sollte Erwähnung finden, dass die rezenten Stücke gemeinsam mit den Kolleginnen Sarina Pychner und Kerstin Egler beprobt und ausgezählt wurden. Beide befassten sich in ihren Diplomarbeiten ebenfalls mit Carnivoren-Microwear. Unsere Arbeiten unterscheiden sich in den untersuchten fossilen Taxa, deren Ernährungsgewohnheiten erforscht werden sollen. Die rezenten Vergleichstiere sind in allen drei Diplomarbeiten die gleichen, weshalb es sinnvoll war, diese gemeinsam zu bearbeiten.

Im ersten Schritt wurden brauchbare Stücke ausgewählt. Diese zeichneten sich unter anderem dadurch aus, dass die benötigten Zähne (P4, m1) weder abgebrochen, noch zu stark abgenutzt waren. Eine kritische Aussonderung war allerdings nur bei den rezenten Stücken möglich, da uns nur hier ausreichende Mengen zur Verfügung standen. Bei den fossilen Stücken wurden alle vorhandenen genommen, da das Vorkommen hier deutlich limitierter war.

Als nächstes wurden sämtliche zur Verfügung stehende Daten aufgenommen. Bei den rezenten Tieren schloss dies meist Taxon, Nummer, Fundort, Jahr und manchmal auch das Geschlecht ein. Bei den fossilen Proben beschränkte es sich

auf Taxon und Fundstelle. Da hier nur in seltenen Fällen Nummern vorhanden waren, wurde eine eigene Nummerierung von 1 bis 17 vergeben.

Außerdem wurden die fossilen Exemplare beschrieben und die maximale Länge, sowie die maximale Breite (mit und ohne Protocon) der vorhandenen Prämolaren und Molaren mit Hilfe einer Schiebelehre (Messgenauigkeit: 0,1 mm) ermittelt (Abb. 63). Erhaltene Incisivi und Canini wurden bei der Vermessung ignoriert. Zur genauen Dokumentation wurden

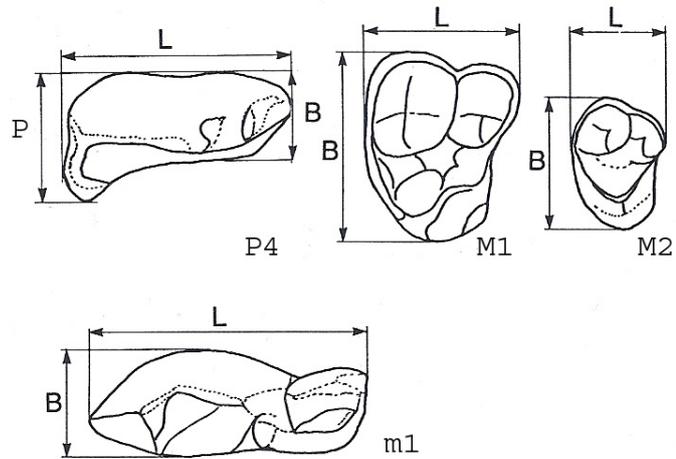


Abb. 63: Anleitung zur Abmessung von P4, M1, M2, m1 am Cingulum. L = Länge, B = Breite exkl. Protocon, P = Breite inkl. Protocon; (verändert nach Stubbe & Krapp 1993)

anschließend sämtliche fossile Stücke von buccal, lingual und occlusal mit einem Maßstab auf weißem Hintergrund fotografiert. Bei gleichen Exemplaren wurde ein gemeinsames Foto gemacht und dann nur ein Vertreter gewählt, der von allen drei Seiten aufgenommen wurde. Auch bei den rezenten Proben wurde nur ein Repräsentant pro Art bestimmt, dessen Oberkiefer (von dorsal und ventral) und Unterkiefer (von occlusal) fotografiert wurden. Die Fotos wurden in Adobe Photoshop freigestellt und ein Maßstab angehängt (der Balken entspricht jeweils 1 cm).

Danach begann der erste, eigentlich zur Microwear-Analyse gehörige Arbeitsschritt. Wir folgten weitgehend den Vorgaben von SOLOUNIAS & SEMPREBON (2002) und verwendeten im Wesentlichen auch die gleichen Materialien.

Als erstes wurden die Zähne gereinigt. Im Gegensatz zu Solounias und Semprebon verwendeten wir Aceton an Stelle von Shellac-Entferner (Zip Strip). Mit diesem wurden die Zähne unter Zuhilfenahme von Wattepad und Wattestäbchen eingeweicht und danach vorsichtig abgewischt. Zu starkes Reiben wurde dabei vermieden, um den Schmelz nicht zu zerkratzen und damit das Ergebnis zu verfälschen bzw. die Proben unbrauchbar zu machen.

Nachdem die Zähne getrocknet waren, begannen wir mit dem Auftragen der Zahnabdruckmasse mit der Applikatorpistole. Den letzten Reinigungsschritt von Solounias und Semprebon, welche dazu den ersten Abdruck verwarfen, ließen wir

aus. Bei uns sollte also bereits der erste Abdruck der weiteren Verwendung dienen. Die Applikation musste relativ rasch erfolgen, da nach Vermischen der beiden Phasen im vorderen Aufsatz, diese sehr rasch aushärteten. Daher arbeiteten wir hier immer zu zweit. Eine von uns hielt die Probe, die andere trug zügig die Masse auf die Zahnoberfläche auf. Es wurde mehrmals gewechselt.

Nach einer sehr kurzen Trockenzeit wurden die Abdrücke von den Zähnen genommen und in einzelne, beschriftete Plastiksäckchen verpackt.

Ab hier wurden wir von Frau Mag. Dr. Katharina Bastl begleitet. Sie ist eine Expertin in Sachen Microwear-Analyse, befasste sich in ihrer Dissertation selbst mit der Analyse von Carnivoren-Microwear und war bereit, uns diese näher zu bringen. Um die Methode zu erlernen, ging sie in die USA, wurde dort von Gina Semprebon unterrichtet und brachte die Microwear-Analyse schließlich auch an die Universität Wien.

Im nächsten Schritt wurden die größeren Abdrücke herausgesucht und um sie herum Schälchen aus Lab Putty (Zweikomponentenmasse von Colténe) geformt. Deren Wände sollten ein Auslaufen des später eingefüllten Harzes verhindern. Deswegen war es wichtig, auf die Dichtheit zu achten, und dass die Schälchen einen festen Stand auf der Tischplatte und genügend hohe Wände aufwiesen. Wie bereits erwähnt, wurde dies aber nur bei den wenigen, größeren Abdrücken gemacht, bei den kleineren (die den Großteil unserer Proben ausmachten) wurde dieser Arbeitsschritt ausgelassen. Das Lab Putty musste einen Tag aushärten.

Danach wurden von Frau Bastl und den Präparatoren mit einigen kleinen Stücken Probeabgüsse, unter anderem auch mit weißem Harz, gemacht. Dies war notwendig, da bisher in der Microwear-Analyse noch nie mit derartig kleinen Exemplaren gearbeitet wurde und daher keine Erfahrungswerte über die Brauchbarkeit der Abgüsse vorlagen. Nach erfolgreichen Versuchen, mit einem geringen Blasenauftreten, entschied man sich dennoch für das herkömmliche, durchsichtige Harz, da dies die besten Eigenschaften zum Auszählen der Proben aufweist.

Vor dem Ausgießen schützten wir die Arbeitsfläche durch Auslegen mit Papier. Im Anschluss wurde von den Präparatoren das Epoxidharz (Araldite, Huntsman) vorbereitet. Dazu wurden die beiden Komponenten vermischt und die Masse anschließend zentrifugiert, um Blasen zu beseitigen. Währenddessen wurde von uns Knetmasse ausgerollt und in Streifen geschnitten. Durch leichtes Anpressen

platzierten wir dann auf diesen, möglichst gerade, die kleinen Abdrücke und stellten die restlichen Schälchen daneben.

Als nächstes folgte das Gießen der Zahnnachbildungen. Dazu wurden die Schälchen schräg gehalten und das flüssige Epoxidharz langsam am Rand hineinfließen gelassen. Dies musste sehr behutsam erfolgen, um die Bildung von Blasen zu mindern bzw. im Optimalfall zu vermeiden. Bei den kleineren Abdrücken wurde mit Pipette und Präpariernadel gearbeitet. Mit diesen Utensilien wurde das flüssige Harz Tropfen für Tropfen in die Abdrücke geträufelt. Auch hier war besondere Fürsorge geboten, da sich sehr leicht Bläschen bildeten.

Im Anschluss wurden Luftblasen, die sich auf der zu untersuchenden occlusalen Zahnfläche befanden, mit einer Präpariernadel an die Oberfläche (bei umgedrehten Abdrücken ist das der Boden) geholt und wenn möglich zerstochen. Bei den kleineren Objekten erfolgte dieser Arbeitsschritt unter dem Lichtmikroskop, da nur dort alle störenden Blasen erkannt werden konnten.

Bei Abgüssen, die ausgelaufen waren, wurde nach leichtem Antrocknen des Harzes noch einmal etwas nachgetropft.

Das Harz musste dann einen Tag trocknen. Danach wurden die Abgüsse aus den Abdrücken gelöst. Dies ging am besten durch leichtes Biegen der elastischen Abdruckmasse. Abstehende Harzteile wurden noch mit der Schere entfernt und die fertigen Harzabgüsse wieder in ihren Plastiksäckchen verstaut.

Nach dem Fertigen der Zahnabgüsse wurde uns von Frau Bastl die Technik des Auszählens der unterschiedlichen Spuren beigebracht. Im ersten Schritt sollten wir lernen, geeignete Stücke von unbrauchbaren zu trennen, erst danach die unterschiedlichen Spuren zu unterscheiden. Außerdem machten wir einige Probezählungen, die von Frau Bastl kontrolliert wurden. Für diese ersten Schritte verwendeten wir bereits vorhandene Abgüsse von ihr.

Nach der Festigung der Methode bei den Probezählungen, begannen wir mit der Bearbeitung unserer Abgüsse. Zunächst erfolgte wiederum das Aussortieren der unbrauchbaren Stücke. Der Abdruck des Schmelzes musste intakt und glatt sein. Abgüsse mit verklebten, zerstörten oder gebürsteten Oberflächen (unzählige parallele Kratzer) wurden ausgeschlossen, da man an ihnen gar keine microwear hätte erkennen können bzw. hätte man verfälschende Werte erhalten. Die Proben wurden mit unterschiedlich farbigen Aufklebern (grün=gut, blau=geeignet, rot=nicht geeignet) gekennzeichnet. Wie aus Tabelle 2 ersichtlich mussten von

den 184 Stücken 133 von der weiteren Verwendung ausgeschlossen werden, was einem Ausschuss von 72,3% entspricht. Zwei Arten, *Vormela peregusna* und *Mustela nivalis* fielen zur Gänze aus, weshalb sie bei der Beschreibung der Ernährung der Vergleichstiere in Kapitel 1.5. keine Erwähnung finden. Die Ausfallquoten der einzelnen Taxa können ebenfalls Tabelle 2 entnommen werden. Die verbleibenden 51 für die Auszählung der Microwear-Spuren geeigneten Proben, wurden zwischen meinen beiden Kolleginnen und mir gleichmäßig aufgeteilt, sodass jede exakt 17 Stück auszuwerten hatte. Dokumentiert wurde diese Aufteilung in der letzten Spalte der Ergebnistabelle (Tab. 7). Wir entschieden uns dafür, dass jede mindestens einen Vertreter einer jeden Art auszählen sollte, da dies schon eine gewisse Kontrolle erlaubte. Die fossilen Stücke zählte jede für sich aus.

Bei der Auswertung der Spuren folgten wir ganz der Methode von SOLOUNIAS und SEMPREBON (2002). Die Analyse erfolgte bei 35-facher Vergrößerung unter einem Standardlichtmikroskop (BK: Leica MZ12/7 bzw. Wild 308700) mit externer Lichtquelle (TR: Leica 100/6 82220). Zur Fixierung der Proben diente ein Stück Knetmasse. Es wurde ein Feld der Größe 0,4 mm x 0,4 mm (Raster im Mikroskop), welches selbst wiederum 9 gleich große Unterteilungen aufwies, ausgezählt. Pro Abguss wurden zwei Zählungen an unterschiedlichen Positionen des Schmelzes durchgeführt. Die auszuzählenden Kästchen durften sich dabei nicht überschneiden.

Quantitativ wurden fine scratches, coarse scratches, hypercoarse scratches, cross scratches, small pits, large pits, puncture pits und gouges ermittelt und diese Werte dann in einer Exceltabelle festgehalten. Bei den small pits hat es sich bewährt, jede der 9 Untereinheiten für sich zu zählen und die Ergebnisse dann zu summieren. Im Excel wurden die Mittelwerte der beiden Zählungen eines Zahns erhoben und diese zur Erstellung zweidimensionaler Grafiken verwendet. Es wurden verschiedene Kombinationen der Variablen probiert. Die aussagekräftigsten werden in Kapitel 4 gezeigt. Darunter befinden sich das traditionelle Diagramm mit total scratches vs. total pits und die von BASTL et al. (2012) für die Differenzierung der Carnivoren gepriesene Gegenüberstellung von small pits vs. large pits.

4 Ergebnisse

Dieses Kapitel dient nun der Darstellung der Ergebnisse. Dazu wurden jene zwei Diagramme gewählt, die am besten eine Unterscheidung der verschiedenen Arten ermöglichen. Bei den eingetragenen Werten handelt es sich um Mittelwerte aus den beiden Zählungen pro Zahn.

Als erstes folgt in Abbildung 64 eine Gegenüberstellung von total scratches und total pits.

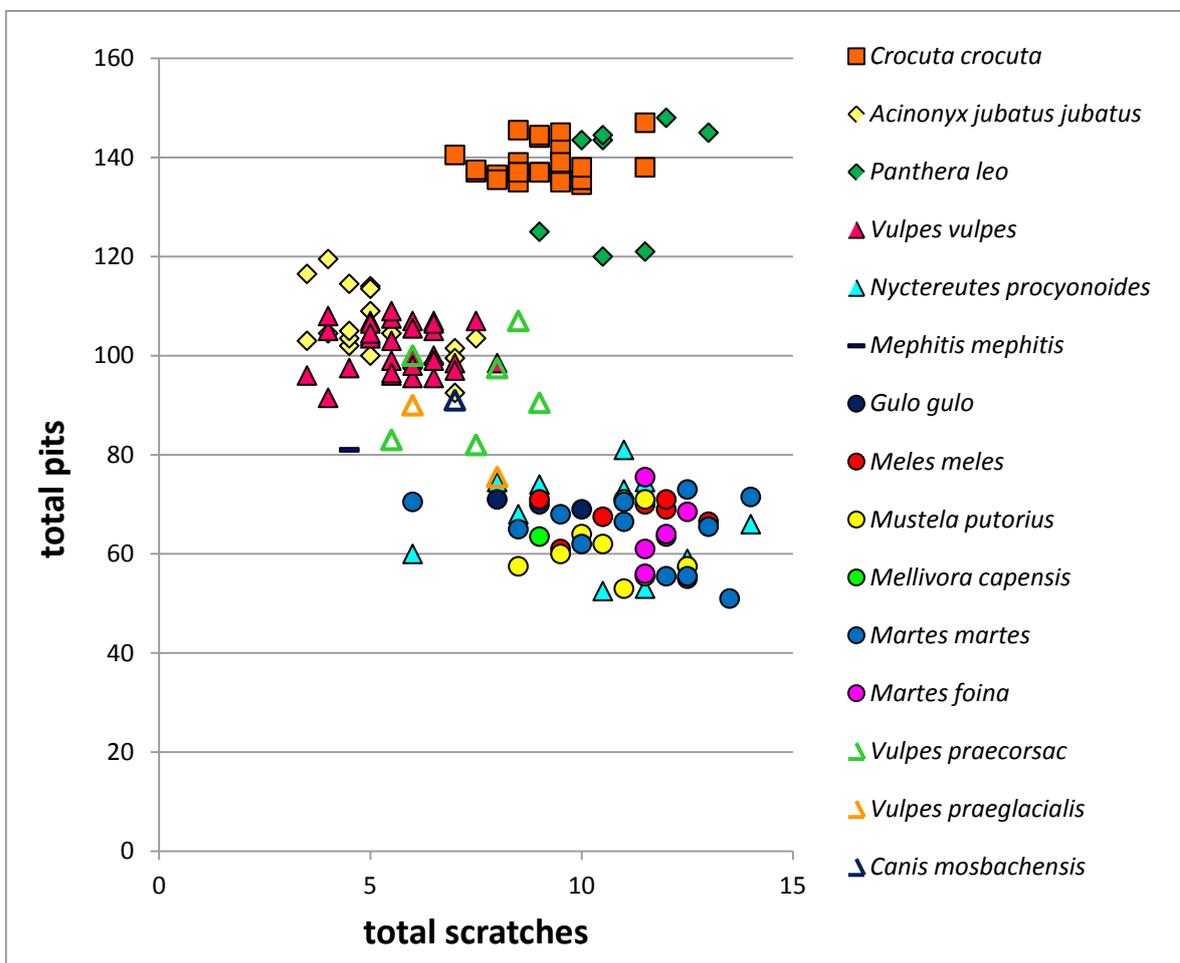


Abb. 64: Diagramm der Gesamtzahl der scratches vs. der Gesamtzahl der pits von *Vulpes* und *Canis* aus Deutsch-Altensburg im Vergleich mit anderen Carnivoren.

Abbildung 64 zeigt die klassische Gegenüberstellung von total scratches und total pits. Die total scratches umfassen dabei einen relativ kleinen Zahlenbereich von 3,5 bis 14 scratches. Die Anzahl der pits ist um einiges höher und liegt zwischen 51 und 148 pits.

In diesem Diagramm lässt sich bereits eine gewisse Auftrennung der Carnivoren-Arten feststellen. Dabei können drei Häufungsbereiche identifiziert werden, die in Abbildung 65 noch einmal hervorgehoben wurden.

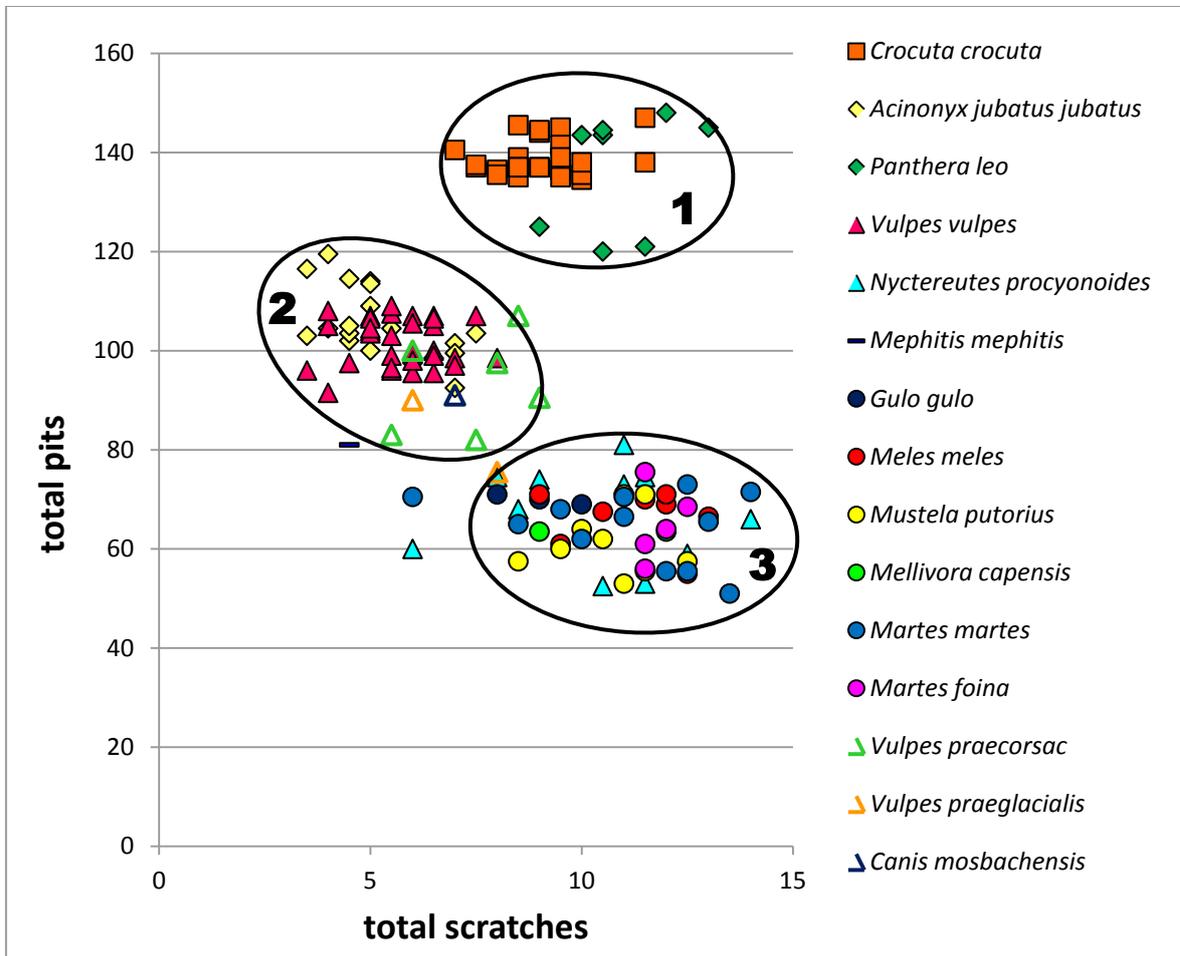


Abb. 65: Diagramm der Gesamtzahl der scratches vs. der Gesamtzahl der pits von *Vulpes* und *Canis* aus Deutsch-Altensburg im Vergleich mit anderen Carnivoren. Die Kreise markieren drei verschiedene Bereiche, an denen es zu Anhäufungen kommt.

Im oberen Bereich von Abbildung 65 liegen *Crocuta crocuta* und *Panthera leo* mit 120 pits und mehr. Ihre Anzahl der scratches liegt im Bereich von 10 scratches, wobei *Panthera leo* tendentiell etwas mehr aufweist und damit eher weiter rechts liegt.

Eine weitere Häufung findet sich in der Umgebung von rund 100 pits. Hier liegen *Acinonyx jubatus* und *Vulpes vulpes*. Ersterer erreicht zwar beinahe die 120 pits-Marke der ersten Gruppe, weist aber tendentiell weniger scratches auf. Dies gilt auch für die übrigen Mitglieder dieser beiden Spezies, mit einer Anzahl von 3,5 – 8 scratches. *Mephitis mephitis* liegt etwas unterhalb dieser Gruppe, aber immer noch relativ nahe. Des Weiteren sind in dem Bereich auch die fossilen Arten,

Vulpes praecorsac, *Vulpes praeglacialis* und *Canis mosbachensis* anzutreffen. Ihre Werte wandern aber zum Teil schon etwas in Richtung der dritten Anhäufung. Sämtliche Musteliden und die Caniden-Art *Nyctereutes procyonoides* sammeln sich schließlich in der dritten Gruppe. Diese zeichnet sich durch eine relativ niedrige Zahl an pits, zwischen 51 und 81 pits, aus. Die Anzahl der scratches ist relativ breit gefächert und variiert zwischen 6 und 14. Auffällig ist dabei, dass *Nyctereutes procyonoides* und *Martes martes* eine große Bandbreite aufweisen.

Im Folgenden wird in Abbildung 66 die Gesamtzahl der small pits der Gesamtzahl der large pits gegenübergestellt. Diese Darstellung wurde auch schon von BASTL et al. (2012) zur Auftrennung verschiedener Carnivoren-Arten verwendet und als sehr brauchbar identifiziert.

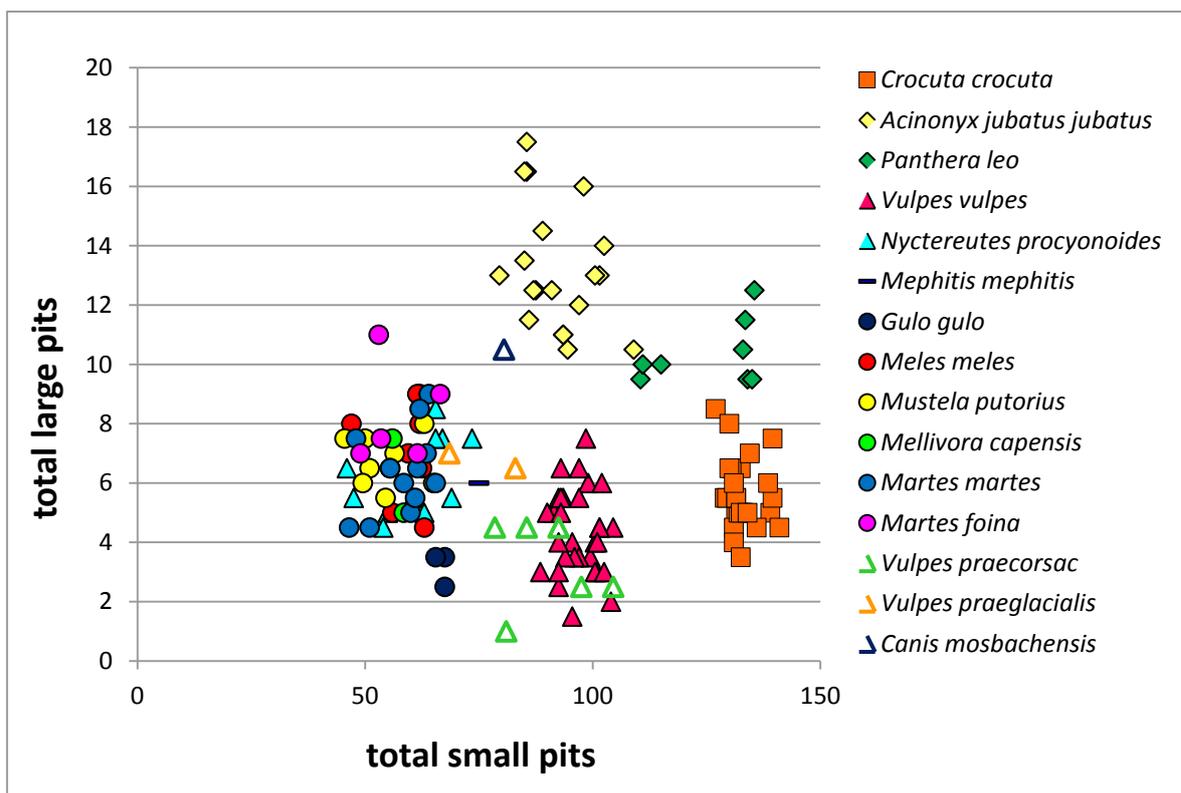


Abb. 66: Diagramm der Anzahl der small pits vs. der Anzahl der large pits von *Vulpes* und *Canis* aus Deutsch-Altensburg im Vergleich mit anderen Carnivoren.

Bei der Gegenüberstellung von small pits und large pits wird eine klare Aufspaltung der Arten deutlich. In diesem Fall können fünf große Häufungsbereiche unterschieden werden, die in Abbildung 67 noch einmal deutlich herausgehoben und nummeriert wurden.

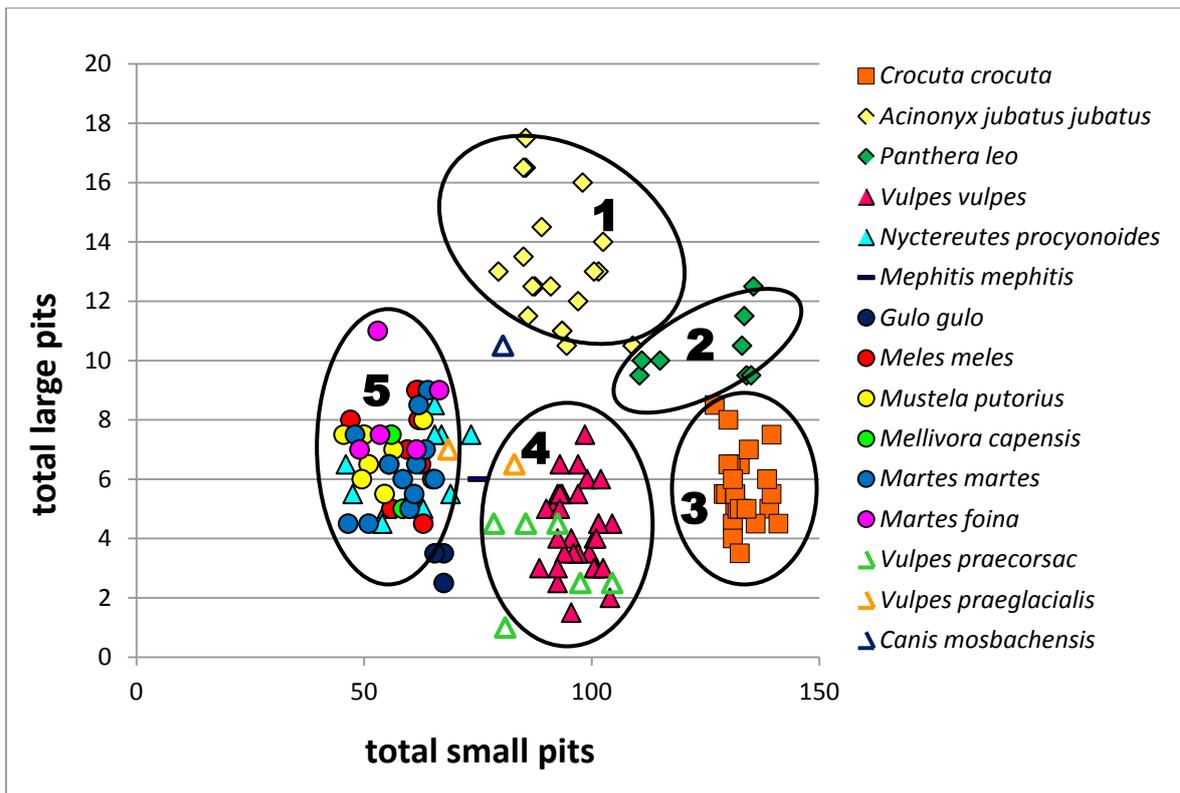


Abb. 67: Diagramm der Anzahl der small pits vs. der Anzahl der large pits von *Vulpes* und *Canis* aus Deutsch-Altensburg im Vergleich mit anderen Carnivoren. Die Kreise markieren fünf verschiedene Bereiche, an denen es zu Anhäufungen kommt.

Bei den ersten drei Anhäufungen in Abbildung 67 handelt es sich um mehr oder weniger artenreine Gruppierungen. Die erste Gruppe setzt sich ausschließlich aus *Acinonyx jubatus* zusammen. Mit einer relativ hohen Anzahl an large pits liegt sie im obersten Bereich der Graphik.

Ebenfalls verhältnismäßig viele large pits besitzt *Panthera leo*, dessen Vertreter die zweite Gruppe bilden. Sämtliche Mitglieder der ersten beiden Gruppen besitzen mehr als 8 large pits. *Panthera leo* hat jedoch merklich mehr small pits, weshalb er etwas weiter rechts anzutreffen ist als *Acinonyx jubatus*.

Die meisten small pits, mit einer Anzahl von 127 bis 141, weist *Crocuta crocuta* auf. Sie liegt damit eindeutig auf der rechten Seite des Diagramms und bildet die dritte Gruppe. Ihre Zahl an large pits liegt klar unter der von *Acinonyx jubatus* und *Panthera leo*, ähnelt aber im Großen und Ganzen der, der beiden letzten Gruppierungen.

Gruppe 4 setzt sich aus dem rezenten *Vulpes vulpes* und dem fossilen *Vulpes praecorsac* zusammen. Die Anzahl ihrer small pits liegt im mittleren Bereich, weshalb sie auch dort zum Liegen kommen.

Die fünfte und damit letzte Gruppe umfasst, wie auch schon bei der Gegenüberstellung von total scratches und total pits, sämtliche Musteliden und *Nyctereutes procyonoides*. Ihre Mitglieder weisen die wenigsten pits auf. Mit einer Ausnahme bei *Nyctereutes procyonoides*, überschreiten sie nie die Marke von 70 small pits.

Neben diesen fünf großen Häufungsbereichen existieren einige Werte, die dazwischen zum Liegen kommen. Bei den Musteliden sticht hier vor allem *Gulo gulo* heraus. Seine Ergebnisse lagern recht eng beisammen und zwar am Rand bzw. in der Nähe der Gruppe 5. Eine Tendenz zur Gruppe 4 kann aber bereits erkannt werden. Ebenso findet sich *Mephitis mephitis* zwischen den beiden letzten Gruppen, weshalb er sich auch keiner eindeutig zuordnen lässt.

Deutlicher ist in diesem Diagramm außerdem die Aufspaltung der fossilen Caniden-Arten. Bei der Gegenüberstellung von total scratches und total pits lagern sie alle im Bereich von *Vulpes vulpes* und *Acinonyx jubatus* bzw. ein Vertreter von *Vulpes praeglacialis* auch in der Nähe der Musteliden. Untereinander war aber noch keine klare Aufspaltung ersichtlich. Beim Vergleich von small und large pits erfolgt jedoch eine unverkennbare Auftrennung. Wie bereits erwähnt, ordnet sich *Vulpes praecorsac* dabei im Bereich von *Vulpes vulpes* an. *Vulpes praeglacialis* findet sich hingegen sowohl in Gruppe 4 als auch in Gruppe 5. Auffällig ist aber, dass er merklich über *Vulpes praecorsac* liegt. Besonders deutlich spaltet sich *Canis mosbachensis* ab, welcher in dieser Darstellung nahe an *Acinonyx jubatus* liegt.

Die Ergebnisse der rezenten Carnivoren können nun herangezogen werden, um Rückschlüsse auf das Ernährungsverhalten der fossilen Arten zu ziehen.

5 Diskussion

Wie schon BASTL et al. (2012) festgestellt haben, eignet sich die Microwear-Analyse mit dem Standardlichtmikroskop gut für die Unterscheidung der Ernährungsgewohnheiten bei Carnivoren. Die verschiedenen Ernährungstypen nehmen dabei unterschiedliche Bereiche im Diagramm ein. Auch in dieser Arbeit lieferten die pits aussagekräftigere Ergebnisse als die scratches. Dementsprechend eignete sich die Gegenüberstellung von small pits und large pits besser für die Identifikation der einzelnen Ernährungsgruppen, als die klassische Gegenüberstellung von total scratches und total pits (BASTL et al. 2012).

Bei Betrachtung der rezenten Vergleichsarten, mit deren Hilfe Aussagen über die Ernährungsgewohnheiten der fossilen Caniden-Spezies gemacht werden sollen, ließen sich fünf große Gruppen unterscheiden. *Acinonyx jubatus* steht dabei für eine rein carnivore Ernährung, *Crocuta crocuta* hingegen für eine Ernährung mit Knochen und Fleisch. Wie bereits bei der Beschreibung der Vergleichstiere erwähnt wurde, zeichnet sich letztere durch ihre Fähigkeit aus, Knochen zu brechen. Zwischen diesen beiden großen Ernährungstypen liegen die Werte von *Panthera leo*. Dies lässt sich damit erklären, dass *Panthera leo* vor allem Fleisch, aber auch Knochen zu sich nimmt. Sein Ernährungsverhalten liegt also tatsächlich zwischen dem von *Acinonyx jubatus* und *Crocuta crocuta* (BASTL et al. 2012, FELIX 1980, HOLEKAMP & KOLOWSKI 2009, SUNQUIST & SUNQUIST 2002, SUNQUIST & SUNQUIST 2009).

Vulpes vulpes, welche als vierte Art BASTL (2012) entnommen wurde, wird hingegen eine stärker omnivore Ernährung zugeschrieben (BASTL 2012, BASTL et al. 2012). In der Literatur wird *Vulpes vulpes* als opportunistischer Carnivore bezeichnet. Er bevorzugt also Fleisch, frisst bei Bedarf bzw. bei Gelegenheit aber auch pflanzliches Material und Eier. Seine Ernährungsgewohnheiten können damit als carnivor-omnivor bezeichnet werden (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983).

Die fünfte Gruppe, deren Daten allesamt von uns erhoben wurden, steht für den omnivoren Ernährungstyp. Repräsentiert wird sie durch *Meles meles*, *Mellivora capensis*, *Martes martes* und *Martes foina*, welche allesamt als omnivore Musteliden in die Literatur eingegangen sind (AULAGNIER et al. 2009, FELIX 1980,

GÖRNER 1988, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009, SCHILLING et al. 1983). Neben diesen vier Musteliden-Arten fällt auch ein Vertreter der Caniden unter den omnivoren Ernährungstyp. *Nyctereutes procyonoides* wird ebenfalls als opportunistischer Allesfresser beschrieben, weshalb es auch nicht verwundert, dass seine Werte mit denen der omnivoren Musteliden zusammenfallen (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, SCHILLING et al. 1983). Überraschend ist das Auftreten von *Mustela putorius* in dieser Gruppe. Er bevorzugt normalerweise tierisches Material, wäre also eigentlich eher der carnivor-omnivoren Gruppe von *Vulpes vulpes* zuzuordnen. Eine mögliche Erklärung wäre aber, dass es sich dabei um jüngere Tiere gehandelt haben könnte, die noch mehr pflanzliches Material zu sich nehmen und damit eher einem omnivoren Ernährungsstil entsprechen würden. Diese Behauptung kann allerdings nicht verifiziert werden (GÖRNER 1988, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009, SCHILLING et al. 1983).

Was die Musteliden betrifft, so setzt sich ihr größter terrestrischer Vertreter etwas ab. *Gulo gulo* wird als Fleischfresser beschrieben, welcher seine Kost nur gelegentlich durch pflanzliches Material ergänzt (AULAGNIER et al. 2009, GÖRNER 1988, LARIVIÈRE & JENNINGS 2009, SCHILLING et al. 1983). Betrachtet man das Diagramm (Abb. 67), so spiegelt sich diese Gegebenheit relativ gut wieder. *Gulo gulo* liegt hier zwar in der Nähe der übrigen, omnivoren Musteliden, lässt sich aber klar von ihnen abgrenzen, da er in Richtung *Vulpes vulpes* und damit in Richtung einer carnivor-omnivoren Ernährung tendiert. Die im Vergleich zu den übrigen Musteliden stärker carnivor geprägte Nahrungsaufnahme lässt sich damit erklären, dass es dem *Gulo gulo* aufgrund seiner Größe leichter möglich ist, Beute zu erlegen. Das in diese Untersuchung eingegangene Individuum hat kurz vor seinem Tod also vermehrt Fleisch zu sich genommen. Denkbar wäre in diesem Zusammenhang ein Verenden im Winter. Da sich der Vielfraß laut AULAGNIER et al. (2009) in dieser Jahreszeit vorrangig von Fleisch ernährt, würden sich so die Ähnlichkeiten in den Abnutzungsspuren zum opportunistischen Fleischfresser *Vulpes vulpes* erklären lassen (AULAGNIER et al. 2009).

Mephitis mephitis liegt bei der Auswertung von small pits vs. large pits zwischen dem omnivoren und dem carnivor-omnivoren Ernährungsstil. Laut Literatur handelt es sich bei ihm um einen opportunistischen Allesfresser, weshalb man ihn stärker in der Gruppe der Omnivoren vermuten würde (DRAGOO 2009). Es darf hierbei aber nicht außer Acht gelassen werden, dass nur ein Wert für diese Art vorhanden

ist. Es könnte also sein, dass sich weitere Ergebnisse nahtlos in die Gruppe der Omnivoren einfügen würden, oder *Mephitis mephitis* hat kurz vor seinem Ableben mehr Fleisch zu sich genommen, als üblich. Zudem sagt eine omnivore Ernährung nichts darüber aus, in welchen relativen Mengen die unterschiedlichen Nahrungsmittel aufgenommen werden. Das Ergebnis für *Mephitis mephitis* lässt sich also auch dahingehend interpretieren, dass es sich dabei um einen Omnivoren handelt, welcher mehr Fleisch zu sich nimmt, als die anderen untersuchten Musteliden und deshalb näher an *Vulpes vulpes* liegt.

Die Ergebnisse der rezenten Carnivoren können nun herangezogen werden, um Aussagen über das Ernährungsverhalten der fossilen Caniden-Arten zu treffen. Der fossile *Vulpes praecorsac* trifft im Diagramm mit dem rezenten *Vulpes vulpes* zusammen. Dementsprechend dürfte seine Ernährung weitgehend der von *Vulpes vulpes* entsprochen haben und carnivor-omnivorer Natur gewesen sein.

Bei *Vulpes praeglacialis* konnten nur zwei Stücke in die Auswertung aufgenommen werden. Bei Gegenüberstellung von small pits und large pits liegt ein Wert im Bereich der omnivoren Gruppe, der andere bei den übrigen Füchsen. Jedenfalls lässt er sich klar von *Vulpes praecorsac* abgrenzen. Möglich wäre, dass *Vulpes praeglacialis* ein stärker omnivores Ernährungsverhalten aufwies, als *Vulpes praecorsac* und dementsprechend mehr pflanzliches Material aufnahm. Lediglich ein Wert steht bei *Canis mosbachensis* zur Verfügung. Konnte man bei der Gegenüberstellung von total scratches und total pits noch keine genaueren Rückschlüsse auf das Ernährungsverhalten ziehen, so wird dies durch den Vergleich von small und large pits umso besser realisierbar. Hier spaltet sich *Canis mosbachensis* klar von den Füchsen ab und wandert in Richtung *Acinonyx jubatus*. Das Diagramm (Abb. 67) lässt also vermuten, dass sich *Canis mosbachensis* carnivor ernährt hat. Da er nicht ganz in die Verteilung von *Acinonyx jubatus* hineinfällt, kann man davon ausgehen, dass in sehr geringem Ausmaß ebenso andere Nahrung als Fleisch verzehrt wurde. Doch auch in diesem Fall stehen zu wenige Daten für eine Verifizierung der These zur Verfügung.

Alles in allem decken sich die Ergebnisse für die fossilen Caniden aber gut mit jenen in der Literatur. Diese besagen, dass größere Caniden sich stärker carnivor ernähren, kleinere Vertreter aber in ihrem Ernährungsverhalten flexibler und eher omnivor bzw. carnivor-omnivor sind (SILLERO-ZUBIRI 2009). Um diese Aussage zu

überprüfen, wäre es sinnvoll, in einer weiteren Studie den rezenten *Canis lupus* in den Vergleichsdatenpool aufzunehmen.

6 Conclusio

Das Ernährungsverhalten der fossilen Wolfsart *Canis mosbachensis* und der beiden fossilen Fuchsarten *Vulpes praecorsac* und *Vulpes praeglacialis* wurde mit Hilfe der Microwear-Analyse ermittelt. Verschiedene rezente Vertreter der Carnivoren wurden als Vergleichsobjekte herangezogen, welche die verschiedensten Ernährungstypen umfassten: carnivor, carnivor inklusive Knochenbrechen, carnivor-omnivor und omnivor. Sie alle nahmen verschiedene Bereiche in den Diagrammen ein. Am besten ließen sich die einzelnen Ernährungsgruppen bei Gegenüberstellung von small pits und large pits identifizieren. Dabei ergab sich für *Vulpes praecorsac* eine carnivor-omnivore Ernährung, ähnlich der von *Vulpes vulpes*. *Vulpes praeglacialis* dürfte sich omnivor bis carnivor-omnivor ernährt haben. Für *Canis mosbachensis* ergab sich eine stärkere Ausrichtung auf Fleisch. Er dürfte also carnivor gelebt haben.

7 Abkürzungen

Abb.	Abbildung
B bzw. b	Breite exklusive Protocon
c	Caninus des Unterkiefers
C	Caninus des Oberkiefers
DA	Deutsch-Altenburg
dext.	dexter bzw. rechts
hyp. c. scr.	hypercoarse scratches
i1, i2, i3	Erster, zweiter und dritter Incisivus des Unterkiefers
I1, I2, I3	Erster, zweiter und dritter Incisivus des Oberkiefers
L bzw. l	Länge
m1, m2, m3	Erster, zweiter und dritter Molar des Unterkiefers
M1, M2	Erster und zweiter Molar des Oberkiefers
Mio.	Millionen
NMW	Naturhistorisches Museum Wien
Nr.	Nummer
P bzw. p	Breite inklusive Protocon
p1, p2, p3, p4	Erster, zweiter, dritter und vierter Prämolare des Unterkiefers
P1, P2, P3, P4	Erster, zweiter, dritter und vierter Prämolare des Oberkiefers
PIUW	Paläontologisches Institut der Universität Wien
punct. pits	puncture pits
sin.	sinister bzw. links
scr.	scratches
Tab.	Tabelle

8 Quellenangaben

8.1 Literaturverzeichnis

ABEL, O. (1914): Die vorzeitlichen Säugetiere. Jena: Verlag von Gustav Fischer.

AGUSTÍ, J. & ANTÓN, M. (2002): Mammoths, sabertooths, and hominids. 65 million years of mammalian evolution in europe. New York: Columbia University Press.

AUBRECHT, G. (1995): Waschbär (*Procyon lotor*) und Marderhund (*Nyctereutes procyonoides*) – zwei faunenfremde Tierarten erobern Österreich. *Stapfia* 37, 225 – 236.

AULAGNIER, S., HAFFNER, P., MITCHELL-JONES, A. J., MOUTOU, F., ZIMA, J. (2009): Die Säugetiere Europas, Nordafrikas und Vorderasiens. Der Bestimmungsführer. Bern/Stuttgart/Wien: Haupt Verlag. (Aus dem Französischen übersetzt von Olivier Roth und Hans C. Salzmänn).

BASTL, K. (2012): Ecomorphology of European Hyaenodon (Dissertation). Wien.

BASTL, K., SEMPREBON, G., NAGEL, D. (2012): Low-magnification microwear in Carnivora and dietary diversity in Hyaenodon (Mammalia: Hyaenodontidae) with additional information on its enamel microstructure. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology* 348 – 349, 13 – 20.

BAUER, K. (1964): Der Marderhund (*Nyctereutes procyonoides* Gray) – ein fragwürdiger Gewinn für die österreichische Fauna. *Natur und Land* 50, 112 – 114.

BAUER, K. (1986): Der Marderhund *Nyctereutes procyonoides* (Gray, 1834) in Österreich – erste gesicherte Nachweise. *Mammalia austriaca* 9. Ann. Naturhistorisches Museum Wien 87 B, 131 – 136.

BAUER, K. (1960): Die Säugetiere des Neusiedlersee-Gebietes (Österreich). *Bonn. Zool. Beiträge* 11, 141 – 344.

BAUER, K. (2001a): Goldschakal *Canis aureus* Linnaeus, 1758. In: Spitzenberger, F. (Hrsg.): Die Säugetierfauna Österreichs. Band 113. Grüne Reihe des Bundesministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft. Graz: austria medien service GmbH, 564 – 568.

BAUER, K. (2001b): Rotfuchs *Vulpes vulpes* (Linnaeus, 1758). In: Spitzenberger, F. (Hrsg.): Die Säugetierfauna Österreichs. Band 113. Grüne Reihe des

Bundesministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft.
Graz: austria medien service GmbH, 569 – 576.

BERNER, U., CASPERS, G., DANIELS, C. H., EDLER von DOOSE-ROLINSKI, H., FREUND, H., GEYH, M. A., LUPPOLD, F. W., HENJES-KUNST, F., HÖHNDORF, A., KLEINMANN, A., KÖTHE, A., MERKT, J., MEYER, K. J., STAESCHE, U., STREIF, H., SUCKOW, A., WORM, U. (2000): Vom Zählen und Messen. In: Berner, U. & Streif, H. (Hrsg.): Klimafakten. Der Rückblick – Ein Schlüssel für die Zukunft. 2. Auflage. Stuttgart: E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung (Nägele u. Obermiller), 43 – 73.

BONATTI, E. (1966): North Mediterranean climate during the last Würm Glaciation. *Nature* 209, 984.

DEWAR, E. W. (2004): Microwear of carnivorous mammals described with low-magnification dental stereomicroscopy. *Journal of Vertebrate Paleontology* 24, 52A.

DÖPPES, D. & RABEDER, G. (1997): Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften.

DRAGOO, J. W. (2009): Family Mephitidae (Skunks). In: Wilson, D.E. & Mittermeier, R.A. (Hrsg.): *Handbook of the Mammals of the World. Vol.1. Carnivores.* Barcelona: Lynx Edicions, 532 – 563.

EHLERS, J. (2011): *Das Eiszeitalter.* Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.

FELIX, J. (1980): *Kosmos-Tierwelt. Tiere Afrikas.* Stuttgart: Franckh'sche Verlagshandlung. (Ins Deutsche übertragen von Roland Schür).

FRANK, C. & RABEDER, G. (1997a): Deutsch-Altenburg. In: Döppes, D. & Rabeder, G.: Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften, 238 – 240.

FRANK, C. & RABEDER, G. (1997b): Deutsch-Altenburg 2-4-16-30. In: Döppes, D. & Rabeder, G.: Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und

ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften, 241 – 251.

FRANK, C. & RABEDER, G. (1997c): Laaerberg. In: Döppes, D. & Rabeder, G.: Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften, 88 – 92.

FRANK, C. & RABEDER, G. (1997d): Hundsheim. In: Döppes, D. & Rabeder, G.: Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften, 270 – 274.

GOILLOT, C., BLONDEL, C., PEIGNÉ, S. (2009): Relationships between dental microwear and diet in Carnivora (Mammalia). Implications for the reconstruction of the diet of extinct taxa. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology* 271, 13 - 23.

GOUDIE, A. (1992): *Environmental Change*. 3. Auflage. Oxford: Clarendon Press.

GÖRNER, M. (1988): Carnivora. Raubtiere. In: Görner, M. & Hackethal, H.: *Säugetiere Europas*. Stuttgart/München: Ferdinand Enke Verlag/Deutscher Taschenbuch Verlag, 254 – 310.

GRAHMANN, R. (1952): *Das Eiszeitalter und der Übergang zur Gegenwart*. Eine Einführung für Geographen und Biologen, für Vorgeschichtler und Historiker. Remagen: Verlag des Amtes für Landeskunde. Erdkundliches Wissen. Schriftenfolge für Forschung und Praxis. In Gemeinschaft mit Th. Kraus, H. Lautensah, H. Müller-Miny und E. Otremba. Hrsg. von E. Meynen. Heft 1

GROISS, J. Th., AMBROS, D., HILPERT, B., MICHEL, U. (2009): *Eiszeittiere. Bewohner fränkischer Höhlen*. Fürth: Filander Verlag.

HOFFECKER, J. (2009): Die Geschichte des Menschen. In Fagan, B. (Hrsg.): *Die Eiszeit. Leben und Überleben im letzten großen Klimawandel*. Stuttgart: Konrad Theiss Verlag, 92 – 141. (Aus dem Englischen von Bettina von Stockfleth).

HOI-LEITNER, M. & KRAUS, E. (1989): Der Goldschakal, *Canis aureus* (Linnaeus, 1758) in Österreich. *Mammalia austriaca* 17. Bonn. Zool. Monogr. 29, 104.

HOLEKAMP, K. E. & KOLOWSKI, J. M. (2009): Family Hyaenidae (Hyenas). In: Wilson, D. E. & Mittermeier, R. A. (Hrsg.): Handbook of the Mammals of the World. Vol.1. Carnivores. Barcelona: Lynx Edicions, 234 – 261.

KOENIGSWALD, W. v. (2002): Lebendige Eiszeit. Klima und Tierwelt im Wandel. Darmstadt: Wissenschaftliche Buchgesellschaft (Theiss).

KOWALSKI, K. (1986): Die Tierwelt des Eiszeitalters. Darmstadt: Wissenschaftliche Buchgesellschaft. (Ins Deutsche übertragen von H.Kubiak).

KURTÉN, B. (1968): Pleistocene Mammals of Europe. New Brunswick (USA)/London (UK): Aldine Transaction (A Division of Transaction Publishers). Second paperback printing 2009.

LARIVIÈRE, S. & JENNINGS, A. P. (2009): Family Mustelidae (Weasels and Relatives). In: Wilson, D. E. & Mittermeier, R. A. (Hrsg.): Handbook of the Mammals of the World. Vol.1. Carnivores. Barcelona: Lynx Edicions, 564 – 656.

MASLIN, M. (2009): Die Klima-Achterbahn. In Fagan, B. (Hrsg.): Die Eiszeit. Leben und Überleben im letzten großen Klimawandel. Stuttgart: Konrad Theiss Verlag, 62 – 91. (Aus dem Englischen von Bettina von Stockfleth).

MERCERON, G., VIRIOT, L., BLONDEL, C. (2004): Tooth microwear pattern in roe deer (*Capreolus capreolus*, L.) from Chizé (Western France) and relation to food composition. Small Ruminant Research 53, 125 – 132.

MICHALEK, K. & TRUMMER, U. (2011): Heutige Verbreitung und Populationsgrößen. In: Auer, J., Winkler, H., Bubna-Littitz, H. (Hrsg.): Wölfe. Studie im Auftrag der Stadt Wien. Wien: Bohmann Verlag, 34 – 39.

MORTIMER, C. E. & MÜLLER, U. (2007): Chemie. 9. Auflage. Stuttgart: Georg Thieme Verlag.

NICOLAS, A. (1995): Die ozeanischen Rücken. Gebirge unter dem Meer. Heidelberg: Springer Verlag.

NILSSON, T. (1983): The Pleistocene. Geology and Life in the Quaternary Ice Age. Stuttgart: Ferdinand Enke Verlag.

O'REGAN, H. (2009): Die Tierwelt der Eiszeit. In Fagan, B. (Hrsg.): Die Eiszeit. Leben und Überleben im letzten großen Klimawandel. Stuttgart: Konrad Theiss Verlag, 142 – 185. (Aus dem Englischen von Bettina von Stockfleth).

PETERS, G. (1993): Canidae-Hundartige. In: Stubbe, M. & Krapp, F. (Hrsg.): Handbuch der Säugetiere Europas. Band 5: Raubsäuger-Carnivora (Fissipedia).

Teil I: Canidae, Ursidae, Procyonidae, Mustelidae 1. Wiesbaden: AULA- Verlag GmbH, 32 – 44.

POMEROL, C. (1982): The cenozoic era. Tertiary and Quaternary. Chichester: Ellis Horwood Limited Publisher. (Aus dem Französischen von Dr. Derek W. Humphries & Evelyn E. Humphries).

PRESS, F., SIEVER, R., GROTZINGER, J., JORDAN, T. H. (2008): Allgemeine Geologie. 5. Auflage. Berlin/Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag (Springer-Verlag). (Aus dem Amerikanischen übersetzt von Volker Schweizer).

PROMBERGER, C. & SCHRÖDER, W. (Hrsg., 1993): Wolves in Europe. Status and perspectives. Ettal: Wildbiologische Gesellschaft München.

RABEDER, G. (1976): Die Carnivoren (Mammalia) aus dem Altpleistozän von Deutsch-Altenburg 2. Mit Beiträgen zur Systematik einiger Musteliden und Caniden. In: Beiträge zur Paläontologie von Österreich. Nummer 1. Wien: Paläontologisches Institut der Universität Wien, 5 – 119.

RABEDER, G. (1997): Deutsch-Altenburg 1. In: Döppes, D. & Rabeder, G.: Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften, 241.

RABEDER, G. & TEMMEL, H. (1997): Repolusthöhle. In: Döppes, D. & Rabeder, G.: Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften, 328 – 334.

SACKL, P. (2001): Marderhund *Nyctereutes procyonoides* (Gray, 1834). In: Spitzenberger, F. (Hrsg.): Die Säugetierfauna Österreichs. Band 113. Grüne Reihe des Bundesministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft. Graz: austria medien service GmbH, 577 – 583.

SEMPREBON, G. M., GODFREY, L. R., SOLOUNIAS, N., SUTHERLAND, M. R., JUNGERS, W. L. (2004): Can low-magnification stereomicroscopy reveal diet? *Journal of Human Evolution* 47, 115 – 144.

SCHILLING, D., SINGER, D., DILLER, H. (1983): Säugetiere. 181 Arten Europas. München/Wien/Zürich: BLV Verlagsgesellschaft mbH (BLV Bestimmungsbuch; 34).

SCHLIEMANN, H. (2010): Carnivora. In: Westheide, W. & Rieger, G. (Hrsg.): Spezielle Zoologie. Teil 2. Wirbel- oder Schädeltiere. 2. Auflage. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag (Springer), 608 – 630.

SILLERO-ZUBIRI, C. (2009): Family Canidae (Dogs). In: Wilson, D. E. & Mittermeier, R. A. (Hrsg.): Handbook of the Mammals of the World. Vol.1. Carnivores. Barcelona: Lynx Edicions, 352 – 447.

SOLOUNIAS, N. & SEMPREBON, G. (2002): Advances in the Reconstruction of Ungulate Ecomorphology with Application to Early Fossil Equids. American Museum Novitates 3366, 1- 49.

SPITZENBERGER, F. & BAUER, K. (2001): Wolf *Canis lupus* Linnaeus, 1758. In: Spitzenberger, F. (Hrsg.): Die Säugetierfauna Österreichs. Band 113. Grüne Reihe des Bundesministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft. Graz: austria medien service GmbH, 556 – 563.

SUNQUIST, M. & SUNQUIST, F. (2002): Wild Cats of the World. Chicago/London: The University of Chicago Press.

SUNQUIST, M. & SUNQUIST F. (2009): Family Felidae (Cats). In: Wilson, D. E. & Mittermeier, R. A. (Hrsg.): Handbook of the Mammals of the World. Vol.1. Carnivores. Barcelona: Lynx Edicions, 54 – 169.

TAYLOR, M. E., HANNAM, A. G. (1986): Tooth microwear and diet in the African Viverridae. Canadian Journal of Zoology 65, 1696 – 1702.

THENIUS, E. & HOFER, H. (1960): Stammesgeschichte der Säugetiere. Eine Übersicht über Tatsachen und Probleme der Evolution der Säugetiere. Berlin/Göttingen/Heidelberg: Springer-Verlag.

THOME, K. N. (1998): Einführung in das Quartär. Das Zeitalter der Gletscher. Berlin/Heidelberg: Springer-Verlag.

TURNER, C. & WEST, R. G. (1968): The subdivision and zonation of interglacial periods. Eiszeitalter und Gegenwart 19, 93-101.

VAN VALKENBURGH, B., TEAFORD, M. F., WALKER, A. (1990): Molar microwear and diet in large carnivores. Inferences concerning diet in the sabertooth cat, *Smilodon fatalis*. Journal of Zoology, London 222, 319 – 340.

WALKER, E. P., WARNICK, F., LANGE, K. I., UIBLE, H. E., HAMLET, S. E., DAVIS, M. A., WRIGHT, P. F. (1964): Mammals of the World. Volume II. Baltimore: The Johns Hopkins Press.

WANG, X. & TEDFORD, R. H. (2008): Dogs. Their fossil relatives and evolutionary history. New York: Columbia University Press.

WILSON, R. C. L., DRURY, S. A., CHAPMAN, J. L. (2000): The great ice age. Climate Change and Life. London/New York/Canada: Routledge, The Open University.

WOLDSTEDT, P. (1961): Das Eiszeitalter. Grundlinien einer Geologie des Quartärs. Erster Band: Die allgemeinen Erscheinungen des Eiszeitalters. 3. Auflage. Stuttgart: Ferdinand Enke Verlag.

8.2 Internetquellen

- 1 <http://www.stratigraphy.org/ICSchart/StratChart2008.pdf>, 29.06.2013.
- 2 <http://www.stratigraphy.org/ICSchart/StratChart2009.pdf>, 29.06.2013.
- 3 <http://www.stratigraphy.org/ICSchart/ChronostratChart2013-01.pdf>, 29.06.2013.
- 4 <http://www.stratigraphy.org/>, 29.06.2013.

8.3 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1 – 35: WILSON, D. E. & MITTERMEIER, R. A. (Hrsg., 2009): Handbook of the Mammals of the World. Vol.1. Carnivores. Barcelona: Lynx Edicions.

Abb. 36: <http://www.stratigraphy.org/ICSchart/ChronostratChart2013-01.pdf>, 29.06.2013.

Abb. 37: NILSSON, T. (1983): The Pleistocene. Geology and Life in the Quaternary Ice Age. Stuttgart: Ferdinand Enke Verlag.

Abb. 38: WILSON, R. C. L., DRURY, S. A., CHAPMAN, J. L. (2000): The great ice age. Climate Change and Life. London/New York/Canada: Routledge, The Open University.

Abb. 39 – 62: eigene Fotografien

Abb. 63: STUBBE, M. & KRAPP, F. (Hrsg., 1993): Handbuch der Säugetiere Europas. Band 5: Raubsäuger-Carnivora (Fissipedia). Teil I: Canidae, Ursidae, Procyonidae, Mustelidae 1. Wiesbaden: AULA-Verlag GmbH.

Abb. 64 – 67: eigene Diagramme (gemeinsam erstellt mit Kerstin Egler und Sarina Pychner)

8.4 Tabellenverzeichnis

Tab. 1: SCHILLING, D., SINGER, D., DILLER H. (1983): Säugetiere. 181 Arten Europas. München/Wien/Zürich: BLV Verlagsgesellschaft mbH (BLV Bestimmungsbuch; 34).

GÖRNER, M. (1988): Carnivora. Raubtiere. In: Görner, M. & Hackethal, H.: Säugetiere Europas. Stuttgart/München: Ferdinand Enke Verlag/Deutscher Taschenbuch Verlag, 254 – 310.

SILLERO-ZUBIRI, C. (2009): Family Canidae (Dogs). In: Wilson, D. E. & Mittermeier, R. A. (Hrsg.): Handbook of the Mammals of the World. Vol.1. Carnivores. Barcelona: Lynx Edicions, 352 – 447.

AULAGNIER, S., HAFFNER, P., MITCHELL-JONES, A. J., MOUTOU, F., ZIMA, J. (2009): Die Säugetiere Europas, Nordafrikas und Vorderasiens. Der Bestimmungsführer. Bern/Stuttgart/Wien: Haupt Verlag. (Aus dem Französischen übersetzt von Olivier Roth und Hans C. Salzmann).

Tab. 2: eigene Tabelle

Tab. 3: eigene Tabelle

Tab. 4: eigene Tabelle

Tab. 5: FRANK, C. & RABEDER, G. (1997b): Deutsch-Altenburg 2-4-16-30. In: Döppes, D. & Rabeder, G.: Mitteilungen der Kommission für Quartärforschung der österreichischen Akademie der Wissenschaften. Band 10. Pliozäne und pleistozäne Faunen Österreichs. Ein Katalog der wichtigsten Fossilfundstellen und ihrer Faunen. Endbericht des Forschungsprojektes Nr. 9320 des „Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung“. Wien: Österreichische Akademie der Wissenschaften, 241 – 251.

Tab. 6: eigene Tabelle

Tab. 7: eigene Tabelle

9 Anhang

Tab. 3: Auflistung und Beschreibung der beprobten Stücke von drei fossilen Caniden-Arten aus Deutsch-Altensburg (Spalten DA 2C1 und DA 4B) inklusive Abmessungen der vorhandenen Prämolaren und Molaren.

Nr.	Bezeichnung	Taxon	Beschreibung	Abmessungen
<i>Vulpes praecorsac</i>				
1	PIUW/DA 2C1, Nr. 19	<i>V. praecorsac</i>	Unterkieferfragment dext. vorne abgebrochen am p3; Vorhanden: p4, m1 , m2, Alveole von m3;	p4: l=7,3mm; b=3,2mm m1: l=11,7mm; b=4,3mm m2: l=5,2mm; b=3,7mm
2	PIUW/DA 2C1, Nr. 74	<i>V. praecorsac</i>	Isolierter m1 sin.	M1: l=11,9mm; b=4,7mm
3	PIUW/DA 2C1, Nr. 63	<i>V. praecorsac</i>	Isolierter P4 dext.	P4: l=11,0mm, b=4,7mm; p= 4,9 mm
4	PIUW/DA 2C1, Nr. 53	<i>V. praecorsac</i>	Isolierter P4 dext.	P4: l=11,1mm;b=4,2mm ; p= 4,3mm
5	PIUW/DA 2C1, Nr. 50	<i>V. praecorsac</i>	Isolierter P4 dext.	P4: l=10,9mm; b=4,8mm; p= 5,0mm
6	PIUW/DA 2C1, Nr. 57	<i>V. praecorsac</i>	Isolierter P4 sin.	P4: l=10,9mm; b=4,6mm; p=4,9mm
7	PIUW/DA 2C1, 2275/13/1	<i>V. praecorsac</i>	Unterkiefer dext. vorne abgebrochen bei i2; Vorhanden: Alveole von i3, Alveole von c, Alveole von p1, p2, p3, p4, m1 , m2, m3;	p2: l=6,2mm; b=2,5mm p3: l=7,0mm; b=2,6mm p4: l=7,8mm; b=3,2mm m1: l=12,9mm; b=5,8mm m2: l=6,2mm; b=4,7mm m3: l=3,0mm; b=2,7mm
8	PIUW/DA 2C1	<i>V. praecorsac</i>	Unterkiefer dext. vorne abgebrochen bei i3; Vorhanden: Alveole von c, Alveole von p2, p3, p4, m1 , m2; p1 ist zu Lebzeiten ausgefallen und die Alveole wurde geschlossen. Abgebrochen: m3	p3: l=8,0mm; b=2,8mm p4: l=8,4mm; b=3,3mm m1: l=12,1mm; b=4,8mm m2: l=5,9mm; B=4,0mm
9	PIUW/DA 2C1, 2275/13/17	<i>V. praecorsac</i>	Unterkiefer sin. vorne abgebrochen bei i1; Vorhanden: i2, i3, c, p1, p2, p3, p4, m1 , m2, Alveole von m3;	p1: l=2,9mm; b=1,9mm p2: l=6,0mm; b=2,3mm p3: l=6,5mm; b=2,2mm p4: l=7,3mm; b=3,1mm m1: l=11,7mm; b=5,0mm m2: l=5,6mm; b=3,9mm
10	PIUW/DA 2C1, Nr. 13	<i>V. praecorsac</i>	Unterkieferfragment sin. vorne abgebrochen bei c; Vorhanden: p1, p2, p3, p4, m1 , m2, m3;	p1: l=3,0mm; b=1,8mm p2: l=6,4mm; b=2,3mm p3: l=6,9mm, b=2,4mm p4: l=7,4mm; b=3,2mm

				m1: l=12,3mm; b=4,7mm m2: l=5,6mm; b=4,2mm m3: l=2,7mm; b=2,5mm
11a	PIUW/DA 2C1, 2275/13/10	<i>V. praecorsac</i>	Rostrum, Oberkiefer dext. hinten abgebrochen bei M2 Vorhanden: Alveole von P1, Alveole von P2, P4 , M1; Abgebrochen: I1, I2, I3, C, P3;	P4: l=11,2mm; b=4,6mm; p= 5,1mm M1: l=7,5mm; b=9,8mm
11b	PIUW/DA 2C1, 2275/13/10	<i>V. praecorsac</i>	Rostrum, Oberkiefer sin. vorhanden: Alveole von P1, P2, Alveole von P3, P4 , M1, M2; abgebrochen: I1, I2, I3, C;	P2: l=5,9mm; b=2,5mm P4: l=11,2mm; b=4,3mm; p=4,9mm M1: l=7,2mm; b=10,3mm M2: l=4,1mm, b=6,2mm
<i>Vulpes praeglacialis</i>				
12	PIUW/DA 4B	<i>V. praeglacialis</i>	Unterkieferfragment sin. vorne abgebrochen bei p2; vorhanden:p4, m1 , m2, m3; abgebrochen: p3	p4: l=7,8mm; b=3,2mm m1: l=13,6mm; b=5,2mm m2: l=7,0mm; b= 5,1mm m3: l=2,8mm; b=2,7mm
13	PIUW/DA 4B	<i>V. praeglacialis</i>	Unterkiefer dext., vorhanden: Alveole von i1, Alveole von i2, Alveole von i3, Alveole von c, Alveole von p1, p2, p3, p4, m1 , m2, m3;	p2: l=6,8mm; b=2,5mm p3: l=7,1mm; b=2,7mm p4: l=7,9mm; b=3,5mm m1: l=13,9mm; b=5,2mm m2: l=6,6mm; b=5,4mm m3: l=3,1mm; b=2,9mm
14a	PIUW/DA 2C1 13/11	<i>V.praeglacialis</i>	Oberkiefer dext., vorhanden: I1, I2, I3, C, Alveole von P1, P2, P4 , M1, M2; abgebrochen: P3	P2: l=6,4mm, b=2,6mm P4: l=12,4mm; b=4,7mm; p=6,6mm M1: l=8,5mm; b=10,6mm M2: l=4,5mm; b=8,1mm
14b	PIUW/DA 2C1 13/11	<i>V. praeglacialis</i>	Oberkieferfragment sin. hinten abgebrochen bei C; vorhanden: I1, I2; abgebrochen: I3	
15	PIUW/DA 2C1, 2275/13/26	<i>V. praeglacialis</i>	Unterkieferfragment dext. vorne abgebrochen bei p4; vorhanden: m1 , m2, m3;	m1: l=12,9mm; b=5,2mm m2: l=6,6mm; b=5,0mm m3: l=2,9mm; b=2,8mm
<i>Canis mosbachensis</i>				
16	PIUW/DA 4B	<i>C. mosbachensis</i>	Unterkieferfragment sin. vorne abgebrochen bei p3, hinten abgebrochen bei m3; Vorhanden: m1 (hinten teilweise abgebrochen) Abgebrochen: p4, m2;	m1: l=21,4mm; b=8,7m
17	PIUW/DA 4B	<i>C. mosbachensis</i>	Isolierter m1 dext. (hinten teilweise abgebrochen)	m1: b=8,9mm

Tab. 4: Auflistung der beprobten Stücke von rezenten Carnivoren-Arten aus dem Naturhistorischen Museum Wien (NMW).

Nummer	Taxon	Zahn	Fundort	Jahr	Geschl.
<i>Nyctereutes procyonoides</i>					
NMW 998	<i>N. procyonoides</i>	P4 sin.	Primorskij Kraj, Russ. Föd.	1896	i
NMW 998	<i>N. procyonoides</i>	P4 dext.	Primorskij Kraj, Russ. Föd.	1896	i
NMW 998	<i>N. procyonoides</i>	m1 sin.	Primorskij Kraj, Russ. Föd.	1896	i
NMW 998	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	Primorskij Kraj, Russ. Föd.	1896	i
NMW 40880	<i>N. procyonoides</i>	P4 sin.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40880	<i>N. procyonoides</i>	P4 dext.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40880	<i>N. procyonoides</i>	m1 sin.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40880	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40881	<i>N. procyonoides</i>	P4 sin.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40881	<i>N. procyonoides</i>	P4 dext.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40881	<i>N. procyonoides</i>	m1 sin.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40881	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	P4 sin.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	P4 dext.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	m1 sin.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	Ost-Masuren, Polen	1990	i
NMW 1110/B 3113	<i>N. procyonoides</i>	P4 sin.	Hondo, Japan	1870	i
NMW 1110/B 3113	<i>N. procyonoides</i>	P4 dext.	Hondo, Japan	1870	i
NMW 1110/B 3113	<i>N. procyonoides</i>	m1 sin.	Hondo, Japan	1870	i
NMW 1110/B 3113	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	Hondo, Japan	1870	i
<i>Mephitis mephitis</i>					
NMW 66281	<i>M. mephitis</i>	P4 sin.			m
NMW 66281	<i>M. mephitis</i>	P4 dext.			m
NMW 66281	<i>M. mephitis</i>	m1 sin.			m
NMW 66281	<i>M. mephitis</i>	m1 dext.			m
NMW 7714/B 6162	<i>M. mephitis</i>	P4 sin.		1951	i
NMW 7714/B 6162	<i>M. mephitis</i>	P4 dext.		1951	i
NMW 7714/B 6162	<i>M. mephitis</i>	m1 sin.		1951	i
NMW 7714/B 6162	<i>M. mephitis</i>	m1 dext.		1951	i
NMW 1003/B 2071	<i>M. mephitis</i>	P4 sin.		1894	i
NMW 1003/B 2071	<i>M. mephitis</i>	P4 dext.		1894	i
NMW 1003/B 2071	<i>M. mephitis</i>	m1 sin.		1894	i
NMW 1003/B 2071	<i>M. mephitis</i>	m1 dext.		1894	i
<i>Gulo gulo</i>					
NMW 40922	<i>G. gulo</i>	P4 sin.	Tiergarten-Schönbrunn (Tierhandel)	1988	m
NMW 40922	<i>G. gulo</i>	P4 dext.	Tiergarten-Schönbrunn (Tierhandel)	1988	m
NMW 40922	<i>G. gulo</i>	m1 sin.	Tiergarten-Schönbrunn (Tierhandel)	1988	m
NMW 40922	<i>G. gulo</i>	m1 dext.	Tiergarten-Schönbrunn (Tierhandel)	1988	m

NMW 22772	<i>G. gulo</i>	P4 sin.	unbekannt- aus dem Alpenzoo Innsbruck	1974	m
NMW 22772	<i>G. gulo</i>	P4 dext.	unbekannt- aus dem Alpenzoo Innsbruck	1974	m
NMW 22772	<i>G. gulo</i>	m1 sin.	unbekannt- aus dem Alpenzoo Innsbruck	1974	m
NMW 22772	<i>G. gulo</i>	m1 dext.	unbekannt- aus dem Alpenzoo Innsbruck	1974	m
<i>Meles meles</i>					
NMW 42580	<i>M. meles</i>	P4 sin.	Glinzing, Gem. Haidershofen, Amstetten, NÖ	1990	f
NMW 42580	<i>M. meles</i>	P4 dext.	Glinzing, Gem. Haidershofen, Amstetten, NÖ	1990	f
NMW 42580	<i>M. meles</i>	m1 sin.	Glinzing, Gem. Haidershofen, Amstetten, NÖ	1990	f
NMW 42580	<i>M. meles</i>	m1 dext.	Glinzing, Gem. Haidershofen, Amstetten, NÖ	1990	f
NMW 57478	<i>M. meles</i>	P4 sin.	St. Bernhard-Frauenhofen, NÖ	1991	
NMW 57478	<i>M. meles</i>	P4 dext.	St. Bernhard-Frauenhofen, NÖ	1991	
NMW 57478	<i>M. meles</i>	m1 sin.	St. Bernhard-Frauenhofen, NÖ	1991	
NMW 57478	<i>M. meles</i>	m1 dext.	St. Bernhard-Frauenhofen, NÖ	1991	
NMW 41078	<i>M. meles</i>	P4 sin.	Autobahnauffahrt Haag (Oberndorf), Haindorf, NÖ	1990	f
NMW 41078	<i>M. meles</i>	P4 dext.	Autobahnauffahrt Haag (Oberndorf), Haindorf, NÖ	1990	f
NMW 41078	<i>M. meles</i>	m1 sin.	Autobahnauffahrt Haag (Oberndorf), Haindorf, NÖ	1990	f
NMW 41078	<i>M. meles</i>	m1 dext.	Autobahnauffahrt Haag (Oberndorf), Haindorf, NÖ	1990	f
NMW 61623	<i>M. meles</i>	P4 sin.	Purkersdorf, NÖ	1952-1960	
NMW 61623	<i>M. meles</i>	P4 dext.	Purkersdorf, NÖ	1952-1960	
NMW 61623	<i>M. meles</i>	m1 sin.	Purkersdorf, NÖ	1952-1960	
NMW 61623	<i>M. meles</i>	m1 dext.	Purkersdorf, NÖ	1952-1960	
NMW 21368	<i>M. meles</i>	P4 sin.	NÖ		
NMW 21368	<i>M. meles</i>	P4 dext.	NÖ		
NMW 21368	<i>M. meles</i>	m1 sin.	NÖ		
NMW 21368	<i>M. meles</i>	m1 dext.	NÖ		
NMW 40530	<i>M. meles</i>	P4 sin.	NÖ, Groß Weihendorf, GB Ravelsbach, PB Hollabrunn;		
NMW 40530	<i>M. meles</i>	P4 dext.	NÖ, Groß Weihendorf, GB Ravelsbach, PB Hollabrunn;		
NMW 40530	<i>M. meles</i>	m1 sin.	NÖ, Groß Weihendorf, GB Ravelsbach, PB Hollabrunn;		
NMW 40530	<i>M. meles</i>	m1 dext.	NÖ, Groß Weihendorf, GB Ravelsbach, PB Hollabrunn;		
<i>Mustela putorius</i>					
NMW 44401	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1992	m
NMW 44401	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1992	m
NMW 44401	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1992	m
NMW 44401	<i>M. putorius</i>	m1 dext.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1992	m
NMW 44404	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	Wolf fern, OÖ	1988	m
NMW 44404	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	Wolf fern, OÖ	1988	m

NMW 44404	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	Wolfers, OÖ	1988	m
NMW 44404	<i>M. putorius</i>	m1 dext.	Wolfers, OÖ	1988	m
NMW 44406	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	Wolfers, OÖ	1987	m
NMW 44406	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	Wolfers, OÖ	1987	m
NMW 44406	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	Wolfers, OÖ	1987	m
NMW 44406	<i>M. putorius</i>	m1 dext.	Wolfers, OÖ	1987	m
NMW 41202	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1987	m
NMW 41202	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1987	m
NMW 41202	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1987	m
NMW 41202	<i>M. putorius</i>	m1 dext.	St. Ulrich bei Steyr, OÖ	1987	m
NMW 41103	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	Judenburg, OÖ		m
NMW 41103	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	Judenburg, OÖ		m
NMW 41103	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	Judenburg, OÖ		m
NMW 41103	<i>M. putorius</i>	m1 dext.	Judenburg, OÖ		m
NMW 37619	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	Eberschwang, OÖ	1978	
NMW 37619	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	Eberschwang, OÖ	1978	
NMW 37619	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	Eberschwang, OÖ	1978	
NMW 37619	<i>M. putorius</i>	m1 dext.	Eberschwang, OÖ	1978	
<i>Mellivora capensis</i>					
NMW 5484	<i>M. capensis</i>	P4 sin.	Südafrika		
NMW 5484	<i>M. capensis</i>	P4 dext.	Südafrika		
NMW 5484	<i>M. capensis</i>	m1 sin.	Südafrika		
NMW 5484	<i>M. capensis</i>	m1 dext.	Südafrika		
<i>Martes martes</i>					
NMW 11849	<i>M. martes</i>	P4 sin.	Tulln-Niederösterreich	1968	f
NMW 11849	<i>M. martes</i>	P4 dext.	Tulln-Niederösterreich	1968	f
NMW 11849	<i>M. martes</i>	m1 sin.	Tulln-Niederösterreich	1968	f
NMW 11849	<i>M. martes</i>	m1 dext.	Tulln-Niederösterreich	1968	f
NMW 41069	<i>M. martes</i>	P4 sin.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 41069	<i>M. martes</i>	P4 dext.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 41069	<i>M. martes</i>	m1 sin.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 41069	<i>M. martes</i>	m1 dext.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 41067	<i>M. martes</i>	P4 sin.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 41067	<i>M. martes</i>	P4 dext.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 41067	<i>M. martes</i>	m1 sin.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 41067	<i>M. martes</i>	m1 dext.	Wolfsbach-NÖ	1989	
NMW 20341	<i>M. martes</i>	P4 sin.	GB+PB Baden - NÖ, Revier Alland;	1972/ 1973	
NMW 20341	<i>M. martes</i>	P4 dext.	GB+PB Baden - NÖ, Revier Alland;	1972/ 1973	
NMW 20341	<i>M. martes</i>	m1 sin.	GB+PB Baden - NÖ, Revier Alland;	1972/ 1973	
NMW 20341	<i>M. martes</i>	m1 dext.	GB+PB Baden - NÖ, Revier Alland;	1972/ 1973	
NMW 41068	<i>M. martes</i>	P4 sin.	Wolfsbach-NÖ	1988	f

NMW 41068	<i>M. martes</i>	P4 dext.	Wolfsbach-NÖ	1988	f
NMW 41068	<i>M. martes</i>	m1 sin.	Wolfsbach-NÖ	1988	f
NMW 41068	<i>M. martes</i>	m1 dext.	Wolfsbach-NÖ	1988	f
NMW 23464	<i>M. martes</i>	P4 sin.	Gattmannsdorf, Gem. Obergrafendorf, GB+PB, St.Pölten-NÖ	1977/ 1978	
NMW 23464	<i>M. martes</i>	P4 dext.	Gattmannsdorf, Gem. Obergrafendorf, GB+PB, St.Pölten-NÖ	1977/ 1978	
NMW 23464	<i>M. martes</i>	m1 sin.	Gattmannsdorf, Gem. Obergrafendorf, GB+PB, St.Pölten-NÖ	1977/ 1978	
NMW 23464	<i>M. martes</i>	m1 dext.	Gattmannsdorf, Gem. Obergrafendorf, GB+PB, St.Pölten-NÖ	1977/ 1978	
NMW 41071	<i>M. martes</i>	P4 sin.	NÖ	1988	
NMW 41071	<i>M. martes</i>	P4 dext.	NÖ	1988	
NMW 41071	<i>M. martes</i>	m1 sin.	NÖ	1988	
NMW 41071	<i>M. martes</i>	m1 dext.	NÖ	1988	
<i>Martes foina</i>					
NMW 63980	<i>M. foina</i>	P4 sin.	Wolfsbach, NÖ	2001	m
NMW 63980	<i>M. foina</i>	P4 dext.	Wolfsbach, NÖ	2001	m
NMW 63980	<i>M. foina</i>	m1 sin.	Wolfsbach, NÖ	2001	m
NMW 63980	<i>M. foina</i>	m1 dext.	Wolfsbach, NÖ	2001	m
NMW 62244	<i>M. foina</i>	P4 sin.	Zeiselmauer, NÖ	1998	f
NMW 62244	<i>M. foina</i>	P4 dext.	Zeiselmauer, NÖ	1998	f
NMW 62244	<i>M. foina</i>	m1 sin.	Zeiselmauer, NÖ	1998	f
NMW 62244	<i>M. foina</i>	m1 dext.	Zeiselmauer, NÖ	1998	f
NMW 62245	<i>M. foina</i>	P4 sin.	Zeiselmauer, NÖ	2000	m
NMW 62245	<i>M. foina</i>	P4 dext.	Zeiselmauer, NÖ	2000	m
NMW 62245	<i>M. foina</i>	m1 sin.	Zeiselmauer, NÖ	2000	m
NMW 62245	<i>M. foina</i>	m1 dext.	Zeiselmauer, NÖ	2000	m
NMW 62246	<i>M. foina</i>	P4 sin.	Zeiselmauer, NÖ	2001	m
NMW 62246	<i>M. foina</i>	P4 dext.	Zeiselmauer, NÖ	2001	m
NMW 62246	<i>Ma. foina</i>	m1 sin.	Zeiselmauer, NÖ	2001	m
NMW 62246	<i>M. foina</i>	m1 dext.	Zeiselmauer, NÖ	2001	m
NMW 62247	<i>M. foina</i>	P4 sin.	Maria-Anzbach, NÖ	1998	m
NMW 62247	<i>M. foina</i>	P4 dext.	Maria-Anzbach, NÖ	1998	m
NMW 62247	<i>M. foina</i>	m1 sin.	Maria-Anzbach, NÖ	1998	m
NMW 62247	<i>M. foina</i>	m1 dext.	Maria-Anzbach, NÖ	1998	m
NMW 62512	<i>M. foina</i>	P4 sin.	Perchtoldsdorf, NÖ	1999	i
NMW 62512	<i>M. foina</i>	P4 dext.	Perchtoldsdorf, NÖ	1999	i
NMW 62512	<i>M. foina</i>	m1 sin.	Perchtoldsdorf, NÖ	1999	i
NMW 62512	<i>M. foina</i>	m1 dext.	Perchtoldsdorf, NÖ	1999	i
<i>Vormela peregusna</i>					
NMW 1348/B 2016	<i>V. peregusna</i>	P4 sin.	Trialetskij chrebet bei Borschomj, Grusin, SSR, UdSSR	1903	f

NMW 1348/B 2016	<i>V. peregusna</i>	P4 dext.	Trialetskij chrebet bei Borschomj, Grusin, SSR, UdSSR	1903	f
NMW 1348/B 2016	<i>V. peregusna</i>	m1 sin.	Trialetskij chrebet bei Borschomj, Grusin, SSR, UdSSR	1903	f
NMW 1348/B 2016	<i>V. peregusna</i>	m1 dext.	Trialetskij chrebet bei Borschomj, Grusin, SSR, UdSSR	1903	f
NMW B2025	<i>V. peregusna</i>	P4 sin.	Maribor-Slovenija-Jugoslavija	1928/ 1929	
NMW B2025	<i>V. peregusna</i>	P4 dext.	Maribor-Slovenija-Jugoslavija	1928/ 1929	
NMW B2025	<i>V. peregusna</i>	m1 sin.	Maribor-Slovenija-Jugoslavija	1928/ 1929	
NMW B2025	<i>V. peregusna</i>	m1 dext.	Maribor-Slovenija-Jugoslavija	1928/ 1929	
NMW B2015	<i>V. peregusna</i>	P4 sin.	Skoje, Makedonija, Jugoslavija	1928	
NMW B2015	<i>V. peregusna</i>	P4 dext.	Skoje, Makedonija, Jugoslavija	1928	
NMW B2015	<i>V. peregusna</i>	m1 sin.	Skoje, Makedonija, Jugoslavija	1928	
NMW B2015	<i>V. peregusna</i>	m1 dext.	Skoje, Makedonija, Jugoslavija	1928	
NMW 22269	<i>V. peregusna</i>	P4 sin.	Mosul-Iraq		
NMW 22269	<i>V. peregusna</i>	P4 dext.	Mosul-Iraq		
NMW 22269	<i>V. peregusna</i>	m1 sin.	Mosul-Iraq		
NMW 22269	<i>V. peregusna</i>	m1 dext.	Mosul-Iraq		
NMW nicht inventarisiert	<i>V. peregusna</i>	P4 sin.	Tiergarten Schönbrunn	1934	m
NMW nicht inventarisiert	<i>V. peregusna</i>	P4 dext.	Tiergarten Schönbrunn	1934	m
NMW nicht inventarisiert	<i>V. peregusna</i>	m1 sin.	Tiergarten Schönbrunn	1934	m
NMW nicht inventarisiert	<i>V. peregusna</i>	m1 dext.	Tiergarten Schönbrunn	1934	m
<i>Mustela nivalis</i>					
NMW 8078	<i>M. nivalis</i>	P4 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8078	<i>M. nivalis</i>	P4 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8078	<i>M. nivalis</i>	m1 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8078	<i>M. nivalis</i>	m1 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8084	<i>M. nivalis</i>	P4 sin.	Niederleis, NÖ	1962	m
NMW 8084	<i>M. nivalis</i>	P4 dext.	Niederleis, NÖ	1962	m
NMW 8084	<i>M. nivalis</i>	m1 sin.	Niederleis, NÖ	1962	m
NMW 8084	<i>M. nivalis</i>	m1 dext.	Niederleis, NÖ	1962	m
NMW 8080	<i>M. nivalis</i>	P4 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8080	<i>M. nivalis</i>	P4 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8080	<i>M. nivalis</i>	m1 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8080	<i>M. nivalis</i>	m1 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8081	<i>M. nivalis</i>	P4 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8081	<i>M. nivalis</i>	P4 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8081	<i>M. nivalis</i>	m1 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8081	<i>M. nivalis</i>	m1 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8076	<i>M. nivalis</i>	P4 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m

NMW 8076	<i>M. nivalis</i>	P4 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8076	<i>M. nivalis</i>	m1 sin.	Niederleis, NÖ	1961	m
NMW 8076	<i>M. nivalis</i>	m1 dext.	Niederleis, NÖ	1961	m

Tab. 5: Fauna von Deutsch-Altenburg (Spalten: 30A, 30B, 16, 2A, 2C1, 2C2, 2D/E, 4B, 4A). fett gedruckte Taxa = locus typicus Deutsch-Altenburg (verändert nach Frank & Rabeder 1997b).

Deutsch-Altenburg	30A	30B	16	2A	2C1	2C2	2D/E	4B	4A
Mollusca (det. bzw. revidiert C. Frank)									
<i>Lithoglyphus naticoides</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Planorbis planorbis</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Anisus spirorbis</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Cochlicopa lubrica</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Cochlicopa lubricella</i>	-	-	-	-	-	-	+	+	+
<i>Truncatellina cylindrica</i>	-	-	-	-	-	-	+	+	+
<i>Truncatellina claustralis</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Vertigo pygmaea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Vertigo antivertigo</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Vertigo pusilla</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Vertigo angustior</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Gastrocopta serotina</i>	-	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>Granaria frumentum</i>	+	-	-	-	+	-	+	+	+
<i>Abida secale</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Pupilla muscorum</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Pupilla triplicata</i>	-	-	-	-	+	-	+	+	+
<i>Pupilla sterrii</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Vallonia costata</i>	+	-	-	-	+	-	+	+	+
<i>Vallonia tenuilabris</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Vallonia pulchella</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Acanthinula aculeata</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Chondrula tridens</i>	+	-	-	-	+	-	+	+	+
<i>Chondrula tridens albolimbata</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Zebrina cephalonica</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Cochlodina laminata</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Macrogastera ventricosa</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Macrogastera densestriata</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Macrogastera badia</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Macrogastera plicatula</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Macrogastera sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	cf.	+
<i>Clausilia rugosa antiquitatis</i>	-	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>Clausilia dubia</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+

<i>Neostyriaca corynodes</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Laciniaria plicata</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Balea biplicata</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	cf.
<i>Bulgarica cana</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	cf.
Baleinae indet.	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Cecilioides cf. Petitianus</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Punctum pygmaeum</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Helicodiscus</i> (<i>Hebetodiscus</i>)sp.	-	-	-	+	-	-	-	-	-
<i>Discus rotundatus</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Discus cf. ruderatus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Discus perspectivus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Euconulus fulvus</i>	-	-	-	-	-	-	+	-	+
<i>Semilimax semilimax</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Vitrinobrachium breve</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Vitrea crystallina</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Archaeogopis acutus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Aegopinella minor</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Aegopinella nitens</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>A.cf. minor/nitens</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Aegopinella cf. ressmanni</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Perpolita hammonis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Perpolita petronella</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Oxychilus sp.</i>	-	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>Oxychilus steingeri</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Tandonia cf. rustica</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Tandonia cf. budapestensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Soosia diodonta</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Fruticicola fruticum</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Trichia hispida</i>	-	+	-	-	-	-	-	+	+
<i>Trichia sericea</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Trichia sp.</i>	+	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Petasina unidentata</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Petasina cf. bielzi</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Helicopsis striata</i>	+	-	-	-	+	-	+	+	+
<i>Helicopsis hungarica</i>	+	-	-	-	-	+	+	+	+
<i>Helicopsis sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Perforatella bidentata</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Urticicola umbrosus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Monachoides incarnatus</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Monachoides vicinus</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Euomphalia strigella</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Arianta arbustorum</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+

<i>Helicigona capeki</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
„Klikia“ altenburgensis	+	-	-	-	-	-	-	+	+
<i>Isognomostoma isognomostomos</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Cepaea vindobonensis</i>	-	-	-	-	cf.	+	+	+	+
<i>Helix figulina</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
Hygromiidae et Helicidae indet.	-	-	-	-	-	-	-	+	
Pisces									
-Wirbel	-	-	-	-	+	-	-	-	-
Amphibia (det. Rabeder)									
<i>Pelobates fuscus</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Pelobates sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Pelodytes sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Bufo viridis</i>	+	-	-	+	+	-	-	+	-
<i>Bufo bufo</i>	+	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Rana arvalis</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Rana sp.</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
Reptilia (n. RABEDER 1977, RAUSCHER 1992)									
Lacertilia									
<i>Ophisops elegans</i>	-	+	-	-	-	-	-	+	-
<i>Lacerta vivipara</i>	-	-	-	+	-	-	-	+	-
<i>Lacerta viridis</i>	+	-	-	+	+	-	-	+	-
<i>Lacerta agilis</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Lacerta oxycephala</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Podarcis praemuralis</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Podarcis altenburgensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Lacerta sp.</i>	+	-	-	+	+	-	-	+	-
<i>Anguis fragilis</i>	-	-	-	+	-	-	-	+	-
<i>Ophisaurus pannonicus</i>	+	-	-	-	+	-	-	-	-
Serpentes									
<i>Natrix natrix</i>	+	-	-	+	+	-	-	+	-
<i>Coluber sp.</i>	+	+	+	+	+	+	-	+	-
<i>Elaphe quatuorlineata</i>	-	-	-	+	+	-	-	+	-
<i>Coronella? sp.</i>	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Aves (nach JANOSSY 1981)									
<i>Falco tinnunculus atavus</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Glaucidium passerinum</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Athene cf. veta</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Francolinus capeki</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Perdix perdix jurcsaki</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Dendrocopos submajor</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Hirundo cf. rustica</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-

<i>Sylvia cf. atricapilla</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Turdus cf. viscivorus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Turdus cf. philomelos</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Turdus cf. musicus</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Sitta cf. europaea</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Sitta sp. (kleine Art)</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Serinus cf. serinus</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Pinicola sp. (cf. enucleator)</i>	-	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>Garrulus cf. glandarius</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Mammalia (det. Rabeder)									
Talpidae									
<i>Talpa cf. europaea</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Talpa minor</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Desmana nehringi</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Desmana thermalis</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
Soricidae									
<i>Sorex runtonensis</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Sorex cf. praealpinus</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Sorex cf. minutus</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Sorex sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	+
<i>Drepanosorex margaritodon</i>	+	-	-	-	+	-	-	-	+
<i>Dimylosorex tholodus</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Petenya hungarica</i>	-	-	-	-	+	-	+	-	-
<i>Beremendia fissidens</i>	+	-	-	+	+	-	-	+	-
<i>Episoriculus gibberodon</i>	-	-	-	+	-	-	-	+	-
<i>Episoriculus sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Crocidura kornfeldi</i>	+	-	-	+	+	-	-	+	-
Erinaceidae									
<i>Erinaceus sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
Rhinolophidae (det. Sapper)									
<i>Rhinolophus mehelyi</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	-
<i>R. ferrumequinum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	-
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
Vespertilionidae									
<i>Miniopterus schreibersi</i>	-	-	-	+	-	+	+	+	-
<i>Myotis blythi</i>	-	+	-	+	-	+	+	+	-
<i>Myotis bechsteini</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Myotis cf. emarginatus</i>	+	+	-	+	-	+	+	+	+
<i>Myotis cf. nattereri</i>	-	+	+	+	+	+	+	+	-
<i>Myotis cf. dasycneme</i>	-	+	-	+	-	-	-	-	-
<i>Myotis cf. exilis</i>	+	+	-	+	+	+	+	+	-
<i>Myotis cf. mystacinus</i>	-	+	-	-	-	-	-	+	-
<i>Myotis cf. helleri</i>	-	-	-	+	-	-	-	-	-

<i>Plecotus abeli</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	-
<i>Paraplecotus crassidens</i>	-	-	-	+	-	+	+	-	-
<i>Barbastella schadleri</i>	+	+	-	+	-	+	+	+	-
<i>Eptesicus cf. praeglacialis</i>	-	-	-	+	-	+	+	+	-
<i>Nyctalus sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Sciuridae									
<i>Marmota sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Citellus primigenius</i>	+	-	-	-	+	-	+	+	-
<i>Sciurus sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
Gliridae									
<i>Glis antiquus</i>	-	-	-	+	+	-	-	+	-
<i>Muscardinus dacicus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Glirulus pusillus</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Cricetidae									
<i>Cricetus nanus</i>	+	+	-	+	+	+	+	+	-
<i>Cricetulus bursae</i>	-	-	-	-	+	+	+	+	-
Arvicolidae									
<i>Lagurus arankae</i>		-	-	+	+	-	+	+	-
<i>Prolagus pannonicus</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Mimomys coelodus</i>	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Mimomys pusillus</i>	+	-	cf.	-	+	-	-	+	-
<i>Mimomys tornensis</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Microtus pliocaenicus</i>	+	+	-	+	+	+	+	-	-
<i>Microtus praehintoni</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Microtus hintoni</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>M. superpliocaenicus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Mimomys cf. savini</i>	-	-	-	-	+	-	+	+	-
<i>Clethrionomys hintonianus</i>	+	-	-	+	+	+	+	+	-
<i>Pliomys episcopalis</i>	+	-	-	-	+	-	sp.	+	-
<i>Pliomys simplicior</i>	+	-	-	+	+	-	-	-	-
<i>Pliomys hollitzi</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Ungaromys nanus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Lemmus sp.</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	-
Muridae									
<i>Apodemus cf. atavus</i>	+	-	-	+	+	-	-	+	-
Dipodidae									
<i>Sicista praelorigor</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Leporidae (n. FLADERER 1984, FLADERER & REINER 1996)									
<i>Hypolagus beremendensis</i> <i>brachygnathus</i>	+	-	-	-	+	+	+	+	-
<i>Lepus terraerubrae</i>	-	-	-	+	+	+	+	+	-
<i>Lepus sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Ochotonidae (det. Fladerer)									

<i>Ochotona sp.</i>	+	-	-	-	+	-	-	-	-
Mustelidae									
<i>Mustela palerminea</i>	+	-	-	-	+	-	+	+	-
<i>Mustela praenivalis</i>	+	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Psalidogale altenburgensis</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Martes cf. zibellina</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Martes cf. vetus</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Martes sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Vormela petenyii</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Oxyvormela maisi</i>	-	-	-	-	+	-	+	-	-
<i>Pannonictis ardea</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Pannonictis pliocaenicus</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Baranogale sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Meles hollitzeri</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Meles n. sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
Canidae									
<i>Vulpes praeglacialis</i>	+	-	-	-	+	+	-	+	-
<i>Vulpes praecorsac</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Canis cf. mosbachensis</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
Ursidae									
<i>Ursus etruscus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
<i>Ursus deningeri</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
Felidae									
<i>Felis sp.</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
<i>Panthera n. sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Homotherium sainzelli</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Lynx sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Rhinocerotidae									
<i>Stephanorhinus etruscus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-
Equidae									
<i>Equus sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Cervidae									
<i>Cervus sp.</i>	-	-	-	-	+	-	+	-	-
Bovidae									
<i>Leptobos sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Bison schoetensacki</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	+
Caprinae indet.	-	-	-	-	+	-	-	-	-
Proboscidea									
<i>Mammuthus meridionalis</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-
Cercopithecidae (n. FLADERER 1987)									
<i>Macaca sylvanus</i>	-	-	-	-	+	-	-	+	-

Tab. 6: Ergebnisse der Microwear-Analyse der drei fossilen Caniden-Arten aus Deutsch-Altenburg. Angegebene Werte sind Mittelwerte der beiden Zählungen.

Inventar-nummer	Taxon	Zahn	fine scr.	coarse scr.	hyp. c. scr.	cross scr.	total scr.	small pits	large pits	punct. pits	total pits	gouges
<i>Vulpes praecorsac</i>												
2	<i>V. praecorsac</i>	m1 sin.	0	5	1	2	6	97,5	2,5	0	100	0
3	<i>V. praecorsac</i>	P4 dext.	2	5	2	3	9	85,5	4,5	0,5	90,5	0
4	<i>V. praecorsac</i>	P4 dext.	2	5,5	0,5	2	8	92,5	4,5	0,5	97,5	0
6	<i>V. praecorsac</i>	P4 sin.	2,5	4,5	1,5	1,5	8,5	104,5	2,5	0	107	0
8	<i>V. praecorsac</i>	m1 dext.	2	4,5	1	3	7,5	81	1	0	82	0
11	<i>V. praecorsac</i>	P4 sin.	3	2,5	0	1,5	5,5	78,5	4,5	0	83	0
<i>Vulpes praeglacialis</i>												
14	<i>V. praeglacialis</i>	M1 dext.	3	3,5	1,5	3	8	68,5	7	0	75,5	0
15	<i>V. praeglacialis</i>	m1 dext.	1,5	3	1,5	2,5	6	83	6,5	0,5	90	0
<i>Canis mosbachensis</i>												
17	<i>C. mosbachensis</i>	m1 dext.	4,5	2,5	0	2,5	7	80,5	10,5	0	91	0

Tab. 7: Ergebnisse der Microwear-Analyse der rezenten Carnivoren-Arten aus dem Naturhistorischen Museum Wien (NMW). Angegebene Werte sind Mittelwerte der beiden Zählungen.

Inventar-nummer	Taxon	Zahn	fine scr.	coarse scr.	hyp. c. scr.	cross scr.	total scr.	small pits	large pits	punct. pits	total pits	gouges	Zählerin
<i>Nyctereutes procyonoides</i>													
NMW 998	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	4	5	1,5	-	10,5	46	6,5	0	52,5	0	Pychner
NMW 998	<i>N. procyonoides</i>	P4 dext.	2,5	3	0,5	2,5	6	55	5	0	60	0	Jetzinger
NMW 1110/B3113	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	4,5	3,5	0	3	8	69	5,5	0	74,5	0	Jetzinger
NMW 1110/B3113	<i>N. procyonoides</i>	m1 sin.	3,5	4	1	3	8,5	63	5	0	68	0	Jetzinger
NMW 40881	<i>N. procyonoides</i>	P4 sin.	4,5	5	2	-	11,5	67	7,5	0	74,5	0	Pychner
NMW 40881	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	3	5	3	2,5	11	65,5	7,5	0	73	1	Egler
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	m1 sin.	3,5	6	2	2	11,5	47,5	5,5	0	53	0	Pychner
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	3,5	4,5	3	3	11	73,5	7,5	0	81	1	Egler
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	P4 sin.	6	6	0,5	-	12,5	54	4,5	0,5	59	0	Pychner
NMW 40882	<i>N. procyonoides</i>	P4 dext.	5,5	7	1,5	5,5	14	60,5	5,5	0	66	0	Jetzinger
NMW 40880	<i>N. procyonoides</i>	m1 dext.	2,5	5	1,5	1,5	9	65,5	8,5	0	74	0	Egler
<i>Mephitis mephitis</i>													
NMW 1003/B2071	<i>M. mephitis</i>	m1 dext	2	2,5	0	2	4,5	75	6	0	81	0	Egler
<i>Gulo gulo</i>													
NMW 40922	<i>G. gulo</i>	m1 sin.	2	5	1	1	8	67,5	3,5	0	71	0	Pychner

NMW 40922	<i>G. gulo</i>	P4 sin.	2	5,5	1,5	-	9	67,5	2,5	0	70	0	Jetzinger
NMW 40922	<i>G. gulo</i>	m1 dext.	4	5	1	-	10	65,5	3,5	0	69	0	Egler
<i>Meles meles</i>													
NMW 41078	<i>M. meles</i>	m1 dext.	4	4	1	0,5	9	62	9	0	71	0	Egler
NMW 41078	<i>M. meles</i>	P4 dext.	5,5	5	2,5	4,5	13	59,5	7	0	66,5	0	Pychner
NMW 41078	<i>M. meles</i>	P4 sin.	4	5	1,5	3	10,5	63	4,5	0	67,5	0	Egler
NMW 40530	<i>M. meles</i>	P4 sin.	4	7	0,5	-	11,5	62	8	0	70	0	Jetzinger
NMW 40530	<i>M. meles</i>	m1 dext.	4,5	7	0,5	4	12	62,5	6,5	0	69	0	Jetzinger
NMW 42580	<i>M. meles</i>	m1 sin.	3	6,5	2,5	3	12	61,5	9	0,5	71	0	Pychner
NMW 57478	<i>M. meles</i>	m1 sin.	4	4,5	1	-	9,5	56	5	0	61	0	Jetzinger
NMW 57478	<i>M. meles</i>	m1 dext.	3,5	7,5	1,5	2,5	12,5	47	8	0	55	0	Egler
<i>Mustela putorius</i>													
NMW 44404	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	4	4	0,5	1,5	8,5	50	7,5	0	57,5	0	Jetzinger
NMW 44404	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	4,5	6,5	0,5	2	11,5	65	6	0	71	0	Egler
NMW 44401	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	4,5	5,5	2,5	3	12,5	51	6,5	0	57,5	0	Pychner
NMW 44401	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	2,5	6	1,5	2,5	10	56,5	7	0,5	64	0	Jetzinger
NMW 41103	<i>M. putorius</i>	m1 sin.	4	4	2,5	3	10,5	55,5	6,5	0	62	0	Pychner
NMW 41103	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	1,5	6,5	1,5	4	9,5	54,5	5,5	0	60	0	Egler
NMW 44406	<i>M. putorius</i>	m1 dext.	3,5	6	1,5	2	11	45,5	7,5	0	53	0	Pychner
NMW 44406	<i>M. putorius</i>	P4 sin.	5	5	1,5	3	11,5	49,5	6	0	55,5	0	Pychner
NMW 44406	<i>M. putorius</i>	P4 dext.	5,5	5,5	0	0	11	63	8	0	71	0	Egler
<i>Mellivora capensis</i>													
NMW 5484	<i>M. capensis</i>	P4 dext.	2	4,5	2,5	1	9	56	7,5	0	63,5	0	Pychner
NMW 5484	<i>M. capensis</i>	P4 sin.	2,5	7	2,5	4,5	12	58,5	5	0	63,5	0	Jetzinger
<i>Martes martes</i>													
NMW 11849	<i>M. martes</i>	P4 sin.	5	7	0,5	3	12,5	64	9	0	73	0	Jetzinger
NMW 11849	<i>M. martes</i>	P4 dext.	3,5	7,5	1,5	2,5	12,5	51	4,5	0	55,5	0	Pychner
NMW 11849	<i>M. martes</i>	m1 dext.	5,5	7,5	0	4,5	13	60	5	0,5	65,5	0	Jetzinger
NMW 11849	<i>M. martes</i>	m1 sin.	5	3,5	1,5	1	10	55,5	6,5	0	62	0	Pychner
NMW 41067	<i>M. martes</i>	m1 sin.	4,5	3,5	0,5	1	8,5	58,5	6	0,5	65	0	Jetzinger
NMW 41067	<i>M. martes</i>	P4 sin.	6,5	6	1	3	13,5	46,5	4,5	0	51	0	Pychner
NMW 20341	<i>M. martes</i>	P4 dext.	4,5	8	1,5	2	14	65,5	6	0	71,5	0	Egler
NMW 41071	<i>Ma. martes</i>	P4 sin.	3	6	0,5	3	9,5	61,5	6,5	0	68	0	Egler
NMW 41071	<i>M. martes</i>	m1 dext.	4	5,5	2,5	2	12	48	7,5	0	55,5	0	Egler
NMW 41071	<i>M. martes</i>	P4 dext.	4	6,5	0,5	-	11	62	8,5	0	70,5	0	Jetzinger
NMW 41069	<i>M. martes</i>	P4 dext.	3	3	0	0	6	63,5	7	0	70,5	0	Egler

NMW 23464	<i>M. martes</i>	m1 sin.	5	5	1	3,5	11	61	5,5	0	66,5	0	Pychner
<i>Martes foina</i>													
NMW 62245	<i>M. foina</i>	m1 dext.	5,5	4,5	1,5	1	11,5	53,5	7,5	0	61	0	Egler
NMW 62512	<i>M. foina</i>	m1 sin.	6	5,5	0	0,5	11,5	66,5	9	0	75,5	0	Jetzinger
NMW 62247	<i>M. foina</i>	P4 sin.	4,5	6	1	3,5	11,5	49	7	0	56	0	Jetzinger
NMW 62247	<i>M. foina</i>	P4 dext.	4	7	1	2	12	53	11	0	64	0	Pychner
NMW 62247	<i>M. foina</i>	m1 sin.	5,5	5,5	1,5	2,5	12,5	61,5	7	0	68,5	0	Egler

Bei sämtlichen Werten in Tabelle 6 und Tabelle 7 handelt es sich um Mittelwerte aus den beiden Zählungen pro Abguss. Nur die gouges wurden qualitativ erfasst. Ein Vorhandensein wurde mit 1 vermerkt, bei Fehlen wurde eine 0 eingetragen. Die Summe von fine scratches, coarse scratches und hypercoarse scratches ergibt die Anzahl der total scratches. Der Wert der cross scratches gibt an, wie viele der total scratches anders orientiert waren. Die total pits ergeben sich durch Addition der small pits, large pits und puncture pits. Auch wenn die puncture pits eigentlich eine Sonderform der large pits sind, sind sie nicht in diesen enthalten, sondern wurden extra gezählt.

Zusammenfassung

In vorliegender Diplomarbeit wurde eine Microwear-Analyse nach SOLOUNIAS & SEMPREBON (2002) durchgeführt. Die Reißzähne verschiedener rezenter Musteliden-Arten, einer Mephitiden-Art und einer Caniden-Art wurden unter dem Standardlichtmikroskop untersucht und verschiedene Abnutzungsmuster identifiziert. Zudem wurden die Daten von Carnivoren (Hyaenidae, Felidae, Canidae) aus einer Studie von BASTL (2012) herangezogen, sodass der Vergleichsdatenpool schließlich verschiedene Ernährungstypen umfasste: eine carnivore, eine carnivore und knochenbrechende, eine carnivor-omnivore und eine omnivore Ernährung.

Mit diesen rezenten Carnivoren wurden drei fossile Caniden-Arten aus Deutsch-Altenburg verglichen. Für die fossilen Fuchsarten *Vulpes praecorsac* und *Vulpes praeglacialis* ergab sich ein carnivor-omnivores bzw. omnivores Ernährungsverhalten. Die fossile Wolfsart *Canis mosbachensis* konnte dem carnivoren Ernährungstyp zugeordnet werden.

Abstract

In this thesis a microwear-analysis was performed after SOLOUNIAS & SEMPREBON (2002). The carnassials of different extant species of mustelids, of one mephitid species and one canid species were examined under a standard light microscope and various microwear patterns were identified. Moreover, the data of carnivores (Hyaenidae, Felidae, Canidae) from a study by BASTL (2012) were used, so that the comparative data pool finally included various types of diet: a carnivorous, a carnivorous and bone cracking, a carnivorous-omnivorous and an omnivorous diet.

Three fossil canid species from Deutsch-Altenburg were compared with these extant carnivores. For the fossil fox species *Vulpes praecorsac* and *Vulpes praeglacialis* a carnivorous-omnivorous and an omnivorous feeding behavior were revealed. The fossil wolf species *Canis mosbachensis* could be assigned to the carnivorous diet type.

Lebenslauf

Vor- und Nachname: Viktoria Jetzinger

Adresse: Oberham 25, 4921 Hohenzell

Telefon: 0650/6913910

E-mail: v.jetzinger@gmail.com

Geburtsdatum: 13.02.1989

Geburtsort: Ried im Innkreis

Staatsbürgerschaft: Österreich

Religion: römisch-katholisch

Eltern: Hermine und Franz Jetzinger

Geschwister: 1 Bruder

Schulausbildung: 1995 bis 1999 Volksschule in Hohenzell
1999 bis 2003 Unterstufe am B(R)G in Ried im Innkreis
(jede Stufe mit ausgezeichnetem Erfolg abgeschlossen)
2003 bis 2008 Oberstufe am B(R)G in Ried im Innkreis
(jede Stufe mit ausgezeichnetem Erfolg abgeschlossen)
11.06.2007 Matura mit ausgezeichnetem Erfolg

Studienverlauf: WS 2007 und SS 2008 inskribiert an der
Wirtschaftsuniversität Wien für das Bachelorstudium
IBWL

WS 2008 bis WS 2013 inskribiert an der Universität
Wien für das Lehramtsstudium UF Biologie und
Umweltkunde und UF Mathematik,
Studienkennzahl: A 190 445 405

Titel der Diplomarbeit:
„Microwear-Analysen an Caniden aus Deutsch-
Altenburg (Niederösterreich, Altpleistozän) im Vergleich
mit rezenten Carnivoren.“

Sprachkenntnisse: Deutsch, Englisch, Italienisch, Spanisch und Latein;