



universität
wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

Die Chiroptera der Cheile Turzii Höhle
(mit Ausnahme von *Nyctalus noctula*)

verfasst von

Angela Streit Bakk. rer. nat.

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat.)

Wien, 2014

Studienkennzahl lt. Studienblatt: A 190 445 412

Studienrichtung lt. Studienblatt: Lehramtsstudium UF Biologie und Umweltkunde UF Physik

Betreut von: ao. Univ. –Prof. Mag. Dr. Doris Nagel

Inhaltsverzeichnis

A Theoretischer Teil	1
1. Einleitung.....	1
2. Paläontologie.....	1
2.1. Klimatische Entwicklung in der Erdneuzeit (Känozoikum)	1
2.2. Quartär – Das derzeitige Eiszeitalter	2
2.2.1. Faunenwechsel im Jungpleistozän	3
2.2.2. Holozän.....	4
2.2.3. Faunenaustausch.....	5
2.3. Die Evolution der Säugetiere	5
3. Chiroptera (BLUMENBACH, 1779).....	6
3.1. Systematik und Taxonomie	7
3.1.1. Megachiroptera (DOBSON, 1875)	9
3.1.2. Microchiroptera (DOBSON, 1875).....	10
3.2. Evolution und fossile Formen.....	10
3.3. Anatomie der Microchiroptera	13
3.3.1. Körperbau.....	13
3.3.2. Physiologie.....	16
3.3.3. Kiefer	16
3.3.4. Seh-, Geruchs- und Geschmackssinn	19
3.3.5. Besonderheiten des Fledermaus-Fluges	20
3.3.6. Anpassungen an das Leben in der Nacht – Die Echoabbildung	22
3.4. Lebensweise	25
3.4.1. Jagdverhalten und Nahrung	25
3.4.2. Quartiere	27
3.4.3. Jahreszyklus.....	28
3.4.4. Winterschlaf und Torpor	30
3.4.5. Reproduktion.....	31
3.4.6. Sozialverhalten	32
4. Chiroptera der Cheile Turzii Höhle	34
4.1. Familie Rhinolophidae (GRAY, 1825), Hufeisennasenfledermäuse	34
4.1.1. Gattung <i>Rhinolophus</i> (LACÉPÈDE, 1799)	35
4.2. Familie Vespertilionidae (GRAY, 1821), Glattnasenfledermäuse	38
4.2.1. Gattung <i>Myotis</i> (KAUP, 1829), Mausohrfledermäuse	38
4.2.2. Gattung <i>Miniopterus</i> (BONAPARTE, 1837), Langflügelfledermäuse.....	44
4.2.3. Gattung <i>Nyctalus</i> (BOWDICH, 1825), Abendsegler	47

B Praktischer Teil	50
5. Fundstelle	50
6. Material und Methode	52
6.1. Material Cheile Turzii Höhle	52
6.2. Material Naturhistorisches Museum	52
6.3. Methodik	52
7. Auswertung & Diskussion.....	54
7.1. Material Cheile Turzii Höhle	54
7.1.1. Objektliste	54
7.1.2. Analyse der Gattungszusammensetzung	57
7.1.3. Analyse nach Quadranten	59
7.1.4. Analyse nach Bodenschichten.....	61
7.2. Vergleich der Objekte aus der Cheile Turzii Höhle und dem Naturhistorischem Museum Wien	62
7.2.1. Gattung <i>Rhinolophus</i> (LACÉPÈDE, 1799)	63
7.2.2. Gattung <i>Miniopterus</i> (KUHL, 1817),	71
7.2.3. Gattung <i>Nyctalus</i> (BOWDICH, 1825),	79
7.2.4. Gattung <i>Myotis</i> (KAUP, 1829)	87
7. Diskussion.....	97
8. Zusammenfassung.....	100
9. Abstract	101
10. Abbildungsverzeichnis	102
11. . Tabellenverzeichnis	107
12. Literaturverzeichnis.....	109
13. Danksagung	112
14. Anhang.....	113
14.1. Daten der Objekte aus dem NHM Wien	113
14.2. Daten der Objekte aus der Cheile Turzii	116
14.3. Lebenslauf	130

A Theoretischer Teil

1. Einleitung

Diese Diplomarbeit beschäftigt sich mit den Chiroptera der Cheile Turzii Höhle (Rumänien) aus der Bronzezeit. Der theoretische Teil soll einen Überblick über die Lebensbedingungen im mitteleuropäischen Quartär und der Ordnung Chiroptera geben. Dabei wird der Schwerpunkt auf dem Jungpleistozän und Holozän bzw. auf der Unterordnung der Microchiroptera liegen, da diese für den praktischen Teil von besonderem Interesse sind. Im praktischen Teil werden neben der Besprechung des Materials und der Methode, die Kieferfunde aus der Cheile Turzii Höhle nach den einzelnen Chiroptera-Gattungen aufgeschlüsselt und mit rezentem Material aus dem Naturhistorischen Museum Wien verglichen. Dafür wurden 320 Unter- und 59 Oberkiefer, welche in der Cheile Turzii Höhle gefunden wurden und jeweils 60 Unter- und Oberkiefer aus der Sammlung des Naturhistorischen Museums Wien vermessen.

2. Paläontologie

2.1. Klimatische Entwicklung in der Erdneuzeit (Känozoikum)

Im Mesozoikum (Erdmittelalter) herrschte noch ein relativ warmes Klima, in welchem die Dinosaurier eine vorherrschende Rolle unter den Wirbeltieren spielten. Die Klimaveränderung vor 65 Millionen Jahren (Ende der Kreidezeit und des Mesozoikums) hatte das Aussterben dieser Tiergruppe zur Folge, während Tiergruppen wie die Vögel und Säugetiere, aufgrund ihres hohen Metabolismus von diesen Veränderungen profitierten (Königswald, 2010). Während des späten Paläogens kam es dann zu einer weltweiten Abkühlung und gegen Ende des Neogens (vor etwa 2 Millionen Jahren) wurden die Klimaschwankungen auf der Nordhalbkugel immer stärker (Ziegler, 2008). Im Quartär kam es zu einem mehrfachen Wechsel zwischen Warm- und Kaltzeiten (Königswald & Hahn, 1981). Dieser Wechsel wurde wahrscheinlich durch Änderungen der Sonneneinstrahlung bewirkt. Ein Eiszeitalter dauert wenige Millionen Jahre, während ein Zyklus von Warm- und Kaltzeiten

etwa 100 000 Jahre dauert (Königswald, 2010). Diese Klimaschwankungen hatten auf die Flora und Fauna großen Einfluss (Königswald & Hahn, 1981).

2.2. Quartär – Das derzeitige Eiszeitalter

In der letzten Periode der Erdneuzeit (Känozoikum), dem Quartär, nimmt das Eiszeitalter den größten Teil ein. Das Quartär begann vor etwa zwei Millionen Jahren (Königswald & Hahn, 1981). Es setzt sich zusammen aus dem Pleistozän und dem Holozän. Das Pleistozän wiederum ist gegliedert in Altpleistozän (vor ca. 1,8 bis 0,87 Millionen Jahren), dem Mittelpleistozän (bis vor etwa 130 000 Jahren) und dem Jungpleistozän (bis vor ca. 11 500 Jahren). Danach folgt das Holozän bis in die Jetztzeit (Königswald, 2010). Das Holozän kann in verschiedene Abschnitte unterteilt werden: Präboreal, Boreal, Atlantikum, Subboreal und Subatlantikum (Ziegler, 2008).

Wie bereits besprochen, fand im Quartär ein Wechsel zwischen Warm- und Kaltzeiten statt. Das Klima in den Warmzeiten (Interglaziale) entsprach etwa dem heutigen Klima, während es in den Kaltzeiten (Glaziale) in Mitteleuropa eine Jahresdurchschnittstemperatur von unter 0°C hatten. Damit lag sie um mindestens 10° C unter der heutigen Jahresdurchschnittstemperatur. Der Boden war ein Permafrostboden, d.h. er taute im Sommer nur oberflächlich auf und blieb jedoch bis in große Tiefen das ganze Jahr über gefroren. Es konnten sich keine großflächigen Wälder ausbreiten, sondern nur kleine Inseln, die aus Birken und Kiefern bestanden. Tiere aus den nordischen Bereichen wanderten ein, die an dieses Klima angepasst waren (Königswald & Hahn, 1981). Da die Wechsel zwischen Warm- und Kaltzeiten kurzfristig erfolgen, konnten die Säugetierarten sich nicht an das neue Klima anpassen, sondern antworteten mit einer Verschiebung ihrer Verbreitungsareale auf die Klimaveränderung (Königswald, 2010).

Betrachtet man das jüngere Mittelpleistozän, das Jungpleistozän und das Holozän kommt man auf zwei Kaltzeiten, das Saale- und das Weichsel-Glazial, und zwei Warmzeiten, das Eem-Interglazial (vor 130 000 bis 1170 000 Jahren) und das derzeitige Holozän (Königswald, 2010).

In Mitteleuropa hatte der Wechsel zwischen Glazial und Interglazial tiefgreifende Auswirkungen auf die Fauna. Dies wird noch deutlicher durch die Tatsache, dass die

Auswirkungen auf die Fauna der anderen Kontinente nicht so gravierend waren. Dabei muss man bedenken, dass während der Eiszeiten enorme Wassermassen durch Eis und Schnee auf den Kontinenten gebunden waren. Dies führte zu einem Absinken des Meeresspiegels um ca. 100 m oder mehr. Dadurch verschwanden zum einen die Flachmeere, zum anderen Teil verschoben sich die Küstenlinien. Im Mittelmeer war der nördliche Teil der Adria trocken und die Küstenlinie Europas verschob sich ein wenig in den anderen Bereich. Die Ostsee war von Eis bedeckt und die Nordsee trocknete ebenfalls in den südlichen Bereichen aus. Insgesamt herrschte in Mitteleuropa ein stark kontinentales Klima während der Eiszeit. Dies bedeutet, es gab sehr kalte Winter und große Trockenheit. Während der Warmzeiten jedoch war Mitteleuropa maritim geprägt. Dieser starke Klimaunterschied führte zu diesen starken Auswirkungen (Königswald, 2010).

Vor etwa 10 300 Jahren begann die Nacheiszeit die von einem kontinuierlich besseren Klima begleitet wurde und die Wiederansiedlung von Wäldern zur Folge hatte (Ziegler, 2008).

2.2.1. Faunenwechsel im Jungpleistozän

Durch die raschen Wechsel zwischen Warm- und Kaltzeiten konnten sich manche Tiere an die Veränderung der Lebensräume nicht anpassen. Zusätzlich waren die Veränderungen der Lebensräume in Mitteleuropa besonders stark ausgeprägt. In den Warmzeiten waren die Gletscher auf die Hochgebirge beschränkt und die Höhe des Meeresspiegels ähnlich dem heutigen, oder teilweise sogar noch höher. Der Großteil von Mitteleuropa war zu dieser Zeit mit Laub abwerfenden Wäldern bedeckt. Die Fauna während des Eem-Interglazials umfasste ähnliche Arten wie auch im Holozän. Es gab jedoch zu dieser Zeit auch Arten, die im Holozän nicht mehr in Mitteleuropa vorkommen, wie z.B. Waldelefanten, Waldnashörner, Löwen, Hyänen und sogar Flusspferde. Die kaltzeitlichen Arten überlebten während des Eem-Interglazials im Osten, wo ein stärker kontinentales Klima herrschte. Als das Klima wieder kühler wurde, wanderten sie von dort wieder nach Mitteleuropa ein (Königswald, 2010).

Die Kaltzeiten dauerten wesentlich länger als die Warmzeiten und waren klimatisch stärker gegliedert. Die kalten Phasen werden Stadiale und die wärmeren Interstadiale genannt. In den Stadien gab es fast keine Bäume in Mitteleuropa, während sich in den Interstadialen sogar ein lichter Birken-Kiefern-Mischwald ausbreiten konnte. Die Fauna blieb während dieser Schwankungen innerhalb der Kaltzeiten unverändert. Während der Kaltzeiten

breiteten sich die Gebirgsgletscher weit bis in das Vorland aus, wodurch Seebecken entstanden. Grundsätzlich erreichte die Vergletscherung jedoch nicht das gleiche Ausmaß wie frühere Vergletscherungen. Wie weit sich die Gletscher ausdehnen ist keine Frage der Temperatur, sondern des Niederschlages (Königswald, 2010).

Als das Weichsel-Glazial begann, wanderten kaltzeitliche Arten wie das Mammut oder das Wollnashorn wieder ein. Es gab viele Pflanzenfresser, darunter das Pferd, der Riesenhirsch und das Steppenbison. Zeitweise kamen sogar Moschusochsen und Saiga-Antilopen vor. Ebenso gab es eine ausgeprägte Raubtierfauna zu der unter anderem Höhlenlöwen, Höhlenhyänen und der Wolf zählten. Die Vegetation zu dieser Zeit wird als Mammutsteppe bezeichnet, die den Almen der Hochgebirge oberhalb der Baumgrenze vermutlich ähnelte. Sie zeichnet sich durch einen besonderen Arten- und Nährstoffreichtum aus. Im Spätglazial herrschte ein besonders kaltes und trockenes Klima, was sich anhand der Fauna nachvollziehen lässt. Zu dieser Zeit dominierten Halsbandlemminge (*Dicrostonyx*) und Sibirische Zwiebelmäuse (*Lagomys*), die beide aus der trockenen Steppe stammen. Ebenso tauchen in dieser Phase der Moschusochse (*Ovibos*) und die Saiga-Antilope (*Saiga*) auf, die ebenfalls Klimaindikatoren für trockenes und kaltes Klima darstellen (Königswald, 2010).

2.2.2. Holozän

Vor ca. 11 500 Jahren kam es zu einer anhaltenden Erwärmung, die den Beginn des Holozäns darstellt. Es wird in mehrere Abschnitte unterteilt: Präboreal, Boreal, Atlantikum, Subboreal und Subatlantikum (Ziegler, 2008). Im ersten Abschnitt des Holozäns, dem Präboreal, breiteten sich Birken-Kiefern-Wälder erneut flächendeckend in Mitteleuropa aus. Die für das Holozän typische Fauna war zu diesem Zeitpunkt bereits weit verbreitet. Zu dieser Fauna gehörten neben Pflanzenfressern wie z.B. dem Pferd, Elch und Reh auch große Raubtiere wie z.B. der Braunbär oder der Wolf (Königswald, 2010). Mittelschweden war in diesem Abschnitt bereits wieder eisfrei. Im Boreal wanderten nun auch die Haselnuss und die Eichen wieder ein und bildeten zusammen mit den Kiefern Mischwälder (Ziegler, 2008). Die Säugetierfauna im Boreal und auch im Atlantikum blieb ähnlich der des Präboreals. Im Atlantikum (vor etwa 7500 – 4500 Jahren) stieg die Temperatur um 2- 3° C (Königswald, 2010). Die mittlere Jahrestemperatur lag damit etwa 2 C° über der heutigen und es herrschte ein mäßig feuchtes Klima. In den Wäldern fand man Eichen, Kiefern, Linden, Ulmen und

Eschen (Ziegler, 2008). Einen Unterschied erkennt man in der Fauna bei den Reptilien, die aufgrund des wärmeren Klimas einwanderten (Königswald, 2010). Im älteren Atlantikum wanderten Buchen und Tannen ein, welche ein kühleres und feuchteres Klima anzeigen (Ziegler, 2008).

2.2.3. Faunenaustausch

Aufgrund des extremen Wechsels zwischen feucht-warmen und trocken-kalten Klimabedingungen konnte Mitteleuropa nicht als Kerngebiet für Pflanzenfresser dienen, sondern war lediglich ein temporäres Verbreitungsgebiet, in das die Tiere einwanderten, wenn die Klimabedingungen günstig waren und lokal wieder ausstarben, wenn sie ungünstig waren. Als Kerngebiet der kaltzeitlichen Fauna dienten Osteuropa und Sibirien. Die Mammutsteppe und ihre typischen Arten starben zu Beginn des Holozäns vollständig aus (Königswald, 2010).

Kerngebiet der warmzeitlichen Fauna war der Mittelmeerraum, der ein stabiles Kerngebiet bildete, da durch die Gebirge (Pyrenäen, Alpen und Karpaten) das Mittelmeer vor den meisten Klimaeinflüssen aus dem Norden geschützt war (Königswald, 2010). Da die Vertreter der Chiroptera wärmeliebende Tiere sind, ist anzunehmen, dass die Arten, die in Mitteleuropa während des Jungpleistozäns vorkamen, zur warmzeitlichen Fauna gehörten und in den Kaltzeiten nur im Kerngebiet Mittelmeerraum vorkamen.

2.3. Die Evolution der Säugetiere

Die ersten Säugetiere tauchten vor etwa 220 Millionen Jahren (Trias) auf. Sie stammen von einer älteren Reptiliengruppe ab als die Vögel. Die Säugetiere können in drei Unterklassen eingeteilt werden. Die Prototheria, oder auch Kloakentiere, die Eier legen, die Metatheria (Beuteltiere) und die Eutheria (Plazentatiere). Während der späten Kreide fand eine adaptive Radiation statt, welche die heute bekannten Ordnungen der Eutheria (Plazentatiere) zur Folge hatten. Die Kloakentiere sind mit den Beuteltieren und Eutheria weniger nah verwandt, als diese miteinander. Die Eutheria werden nach der gegenwärtig am stärksten vertretenen Hypothese in vier monophyletische Gruppen eingeteilt. Den ersten Ast bilden die Afrotheria, zu denen unter anderem die Elefanten gehören. Die Nebengelenktiere (Xenarthra) bilden den zweiten. Zum dritten Ast werden die Chiroptera, Insectivora, Carnivora, Paarhufer, Unpaarhufer und Wale gezählt. Der vierte Ast umfasst neben den

Lagomorpha (Hasenartigen) die Rodentia (Nagetiere), Scandentia (Spitzhörnchen) und Primaten (Campbell, 2006).

3. Chiroptera (BLUMENBACH, 1779)

Der praktische Teil der Arbeit beschäftigt sich ausschließlich mit der Unterordnung der Microchiroptera, deswegen wird auch hier der Fokus auf diese Tiergruppe gelegt. Dabei werden deren Besonderheiten in der Anatomie, die Lebensweise inklusive ihrer Ernährung, ihrem Sozialverhalten und ihrer Verbreitung besprochen.

Die Chiroptera, oder Fledertiere bewegen sich Großteils fliegen fort. Dafür benützen sie ihre Hände, die im Laufe der Evolution zu Flügeln umfunktioniert wurden. Dies verrät auch schon der Name, der aus dem griechischen stammt und so viel bedeutet wie „Handflügler“. Sie sind damit die einzigen Säugetiere, die aktiv fliegen können (Natuschke, 1960). Im 16. Jahrhundert wurden die Tiere von Konrad Gesner, ein Naturforscher aus Zürich, als Mitteltier zwischen Maus und Vogel oder auch fliegende Maus bezeichnet. Generell werden Microchiroptera, aufgrund ihrer Ohren, ihrem Fell und ihrer Körpergröße oft mit Mäusen in Verbindung gebracht. So gibt es z.B. die Fledermausgattung mit dem Namen *Myotis*, auf Deutsch „Mausohr“. In Französischen bedeutet Fledermaus „chauve-souris“ („nackte Maus“), in Mexiko werden sie „ratones voladores“ („fliegende Ratten“) genannt (Schober, 1983) und auch im Deutschen findet sich das Wort „Maus“ in Fledermaus wieder. Tatsächlich bilden die Chiroptera eine eigene Säugetierordnung, die nach den Rodentia (Nagetieren), zu denen Mäuse und Ratten gehören, die artenreichste und weitverbreitetste Säugetiergruppe der Welt (Schober, 1983).

Fledertiere sind bis auf die Polarzonen auf der ganzen Welt beheimatet, wobei die Microchiroptera weiter verbreitet sind als die Megachiroptera, die nur den Tropen der Alten Welt vorkommen. Dies scheint nicht nur auf den Erwerb der Flugfähigkeit zurückzuführen zu sein, sondern auch auf die Echoortung, die nur die Fledermäuse beherrschen (Neuweiler, 1990).

Vor allem im Volksmund, jedoch auch teilweise in der Fachliteratur findet man eine unklare Definition des Wortes „Fledermaus“, während wissenschaftlich nur die Microchiroptera als

Fledermäuse bezeichnet werden dürfen, werden die Fledertiere, also Chiroptera, auch oft als Fledermäuse bezeichnet. Dies mag unter anderem den Grund haben, dass der Großteil der Menschen wenig über Fledermäuse weiß und sie als unheimlich oder sogar gefährlich ansieht (Schober, 1983).

3.1. Systematik und Taxonomie

Bevor auf die Systematik und Taxonomie der Chiroptera näher eingegangen wird, werden einige grundlegende Inhalte zur Systematik und Taxonomie behandelt.

Die Systematik befasst sich in erster Linie damit, die Stammesgeschichte aufzuklären, d.h. alle uns bekannten Lebewesen werden im evolutionären Kontext betrachtet. Um diese Zusammenhänge übersichtlich darzustellen wird die so genannte Taxonomie verwendet. Diese dient nicht nur der Einteilung, Gruppierung und Benennung der Organismen, sondern beschäftigt sich auch mit der Beschreibung der einzelnen Artgruppen und Arten. Die formale Taxonomie geht auf Carl von Linné zurück, der im 18. Jahrhundert mit dem Buch „Systema naturae“ (System der Natur) mit der Klassifizierung von Lebewesen begonnen hat. Bis heute sind von diesem System zwei grundlegende Merkmale erhalten geblieben. Zum ersten handelt es sich um eine hierarchische Klassifikation, zum zweiten um eine einheitliche

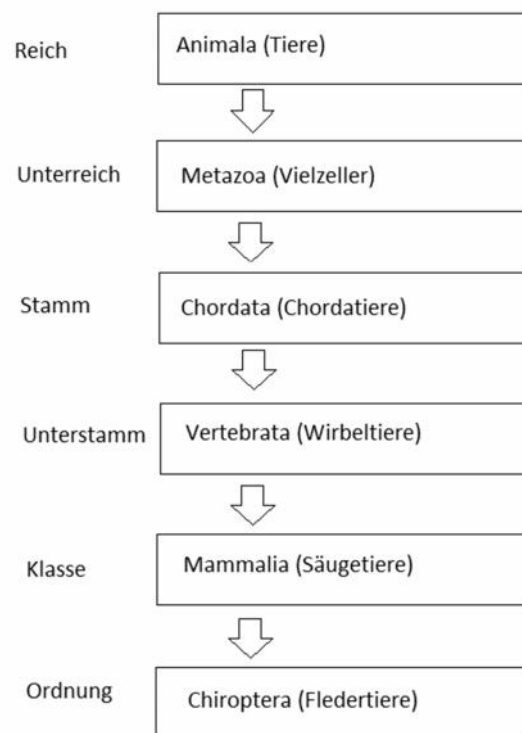


Abbildung 1: Externe Systematik der Chiroptera nach Grzimek (1987)

Benennung der einzelnen Art, die zweiteilig ist und binominale Nomenklatur genannt wird. Dabei ist der erste Name der Gattungs- und der zweite der Artname (Campbell, 2006).

Mit dem Taxon Chiroptera befinden wir uns auf Ordnungsniveau der hierarchischen Klassifikation. Die externe Systematik der Chiroptera wurde in der Abbildung 1 übersichtlich dargestellt.

Aufgrund ihrer Flugfähigkeit wurden die Chiroptera zunächst zu den Vögeln gezählt. Zu Zeiten Linnés war jedoch schon klar, dass es sich bei den Fledertieren um Säugetiere handelte (Nauschke, 1960). Dies ist unter anderem daran zu erkennen, dass sie ein Haarkleid und Zähne besitzen, außerdem durch die lebendig geborenen Jungtiere (Spitzberger, 1990), die gesäugt werden (Gebhard, 1997).

Die Zuordnung innerhalb der Säugetiere war ebenso lange Zeit ein Problem. Linné stellt sie Anfangs aufgrund von Gebissmerkmalen zu den Carnivora (Raubtieren). Etwa 30 Jahre nach der Erstbeschreibung der Tiere wurden sie als Verwandte der Primates (Affen) angesehen. Zu dieser Zeit bestanden die Primates aus vier Abteilungen, dem Menschen (Homo), den Tieraffen (Simia), den Halbaffen (Lemur) und schließlich den Fledermäusen (Vespertilio). Das ausschlaggebende Merkmal für diese Zuordnung war die Lage der Milchdrüsen (Schober, 1983).

Die Fledertiere sind mit über 1100 Arten, nach den Nagetieren, die artenreichste Ordnung innerhalb der Säugetiere. Wahrscheinlich gibt es jedoch deutlich mehr Arten, die sich jedoch morphologisch so ähnlich sehen, dass sie bisher als eine Art angesehen werden. Alleine in Europa wurden zwischen 1997 und 2007 sieben neue Arten entdeckt (Dietz et al., 2007). Fledertiere sind die einzigen Säugetiere, die aktiv fliegen können. Es gibt zwar andere Säugetiere, die in der Lage sind durch die Luft zu gleiten, jedoch können diese nicht aktiv fliegen, z.B. die Ordnung der Riesengleiter (Gebhard, 1997). Diese Fähigkeit verdanken die Fledertiere ihren angepassten Vorderextremitäten, die sich zu Flügeln entwickelt haben (Neuweiler, 1993). Dafür sind Ober- und Unterarm und einige Strahlen von Mittelhand- und Fingerknochen verlängert (Krapp, 2011). Wie genau die Anatomie der Flugorgane aussieht wird im Punkt 3.3.1. behandelt.

Sie werden heute in zwei Unterordnungen aufgeteilt, die Megachiroptera (Flughunde) und die Microchiroptera (Fledermäuse) (Gebhard, 1997).

Im Alltag werden diese beiden Unterordnungen unter dem Begriff Fledermäuse zusammengefasst. Problematisch ist jedoch, dass sogar in der Fachliteratur oft nicht klar ersichtlich ist, ob mit dem Begriff „Fledermaus/Fledermäuse“ wirklich nur die Unterordnung der Microchiroptera gemeint ist.

3.1.1. Megachiroptera (DOBSON, 1875)

Die Megachiroptera sind bezüglich der Artenanzahl die kleinere Unterordnung (Neuweiler, 1993). Ihr hundeähnlicher Kopf hat ihnen den deutschen Namen Flughund gegeben (Pflumm, 1996). Sie unterscheiden sich von den Microchiroptera dadurch, dass sie am 2. Finger eine dreigliedrige Klaue, das Endglied krallenförmig, haben, dass ihr Schwanz bei fast allen Arten rückgebildet ist (Pflumm, 1996) und durch den kleinen Humerus (Neuweiler, 1993). Sie besitzen außerdem keinen Tragus (Pflumm, 1996).

Es gibt nur eine einzige Familie, die Pteropodidae mit 42 Gattungen und 175 Arten. Bis auf die Gattung *Rousettus* betreiben die Flughunde keine Echoortung. Sie besitzen dafür große Augen und können in der Nacht gut sehen. Die Vertreter der Gattung *Rousettus* leben in Höhlen (Neuweiler, 1993) und verfügen wie schon erwähnt über ein Echoortungssystem. Die Laute werden allerdings nicht im Kehlkopf erzeugt, wie es bei Microchiropteraarten üblich ist, sondern im Mundraum mit der Zunge (Gebhard, 1997)

Megachiroptera sind reine Pflanzenfresser, ihre Nahrung besteht aus Früchten, Blüten, Nektar oder sogar Blättern. Da Flughunde wärmeliebende Tiere sind bewohnen sie die Tropen und Subtropen der Alten Welt (Gebhard, 1997).

Die Flügelspannweite kann zwischen den Arten sehr unterschiedlich sein. So erreichen einige große Arten Flügelspannweiten von bis zu 170 cm, während die kleinsten nur 24 cm aufweisen (Gebhard, 1997). Es gibt also durchaus Megachiroptera, die kleiner sind als Microchiroptera (Pflumm, 1996).

3.1.2. Microchiroptera (DOBSON, 1875)

Die weitaus artenreichere Gruppe sind die Microchiroptera. Alle in Europa lebenden Fledertiere (eine Ausnahme ist der Flughund *Rousettus aegyptiacus* dessen Verbreitungsgebiet seine nördlichste Grenze auf Zypern hat) gehören dieser Unterordnung an. Sie beinhaltet 142 Gattung und damit ca. 75 % aller bekannten Fledertiere. Die Fledermäuse sind nicht nur die artreichere Gruppe, sondern ist auch weltweit weiter verbreitet als die Megachiroptera. Fledermäuse findet man auf allen Kontinenten mit Ausnahme der Antarktis. Die meisten Arten findet man jedoch in den Tropen, da auch diese Unterordnung wärmeliebend ist (Nauschke, 1960).

Im Gegensatz zu den Flughunden ist der Gesichtsschädel der Fledermäuse kürzer, die Augen relativ klein, da sie ausschließlich Echoortung betreiben, der zweite Finger ist zweigliedrig (Pflumm, 1996), mit dem 3. Finger verbunden und hat keine Krallen (Neuweiler, 1993), da nur der Daumen eine Krallen besitzt (Krapp, 2011). Bis auf eine Familie, den Hufeisennasen, besitzen alle Microchiroptera einen Tragus (Pflumm, 1996).

Microchiroptera sind vor allem insectivor, jedoch haben einige Arten auch andere Nahrungsquellen erschlossen. Es gibt z. B. Arten die Fischfang betreiben. Ebenso gibt es Arten die sich auf Blut oder Pflanzennahrung spezialisiert haben (Nauschke, 1960). In manchen Zonen übernehmen Fledermäuse einen Teil der Blütenbestäubung (Gebhard, 1997).

Microchiroptera sind meist relativ klein, die Flügelspannweite variiert zwischen den Arten zwischen ungefähr 70 und 18 cm (Gebhard, 1997).

Diese Arbeit beschäftigt sich aufgrund des Materials ausschließlich mit Vertretern der Unterordnung Microchiroptera.

3.2. Evolution und fossile Formen

Die Fledermäuse scheinen sich vor etwa 70 Millionen Jahren, am Ende der Kreidezeit von den anderen Säugetieren getrennt zu haben. Die ältesten, vollständigen, fossilen Funde wurden in Nordamerika und Europa gefunden und stammen aus dem frühen Eozän. Sie sind damit ungefähr 50 Millionen Jahre alt. Die bekanntesten Funde stammen aus den Ölschiefern der Messel Grube bei Darmstadt und aus Wyoming in den USA (Dietz et al,

2007). Die häufigsten Funde in der Grube Messel gehören zur Gruppe Chiroptera. Es wird angenommen, dass die beim Flug über den See durch Sumpfgase betäubt wurden und abstürzten. Es gibt viele vollständige Funde, sogar mit ausgespannten Flügeln und erhaltenen Weichteilumrissen (Ziegler, 2008).

Im Eozän entstanden viele der Säugetiergruppen. Für die Fledermäuse erfolgte in dieser Zeit eine adaptive Radiation und am Ende des Eozäns gab es alle Großgruppen, wie sie heute vorzufinden sind, bereits (Dietz et al, 2007).

Die Fledermäuse aus dem Eozän weisen noch das ursprüngliche Merkmal auf, dass sie auch am 2. Finger eine Krallen hatten, so wie es bei den Flughunden heute noch ist. Sogar die Mageninhalte sind noch so gut erhalten, dass man Schmetterlingsschuppen darin nachweisen konnte. Außerdem haben Messungen der Ohrkapseln, die in der Grube Messel gefunden wurden, gezeigt, dass sich die eozänen Fledermäuse bereits mit Ultraschall orientiert haben müssen (Dietz et al, 2007). Es gibt aus dieser Zeit, dem frühen mittleren Eozän, bereits sieben bekannte Arten, die so unterschiedliche Flügelformen aufweisen, dass sie den Flug- und Jagdbiotopen heutiger Fledermausgesellschaften zugeordnet werden kann. Diese Variation der Flügelformen treten in einem Zeitfenster von nur 5,5 Millionen Jahren auf (Habersetzer et al., 2008).



Abbildung 2: Paratyp von *Onychonycteris finneyi*. (Habersetzer et al., 2008: 246)

Lange Zeit gab es verschiedene Theorien, ob die Entwicklung des aktiven Fluges oder die der Echoortung früher statt gefunden hat. Mit dem Fund von *Onychonycteris finneyi* (Krallenfledermaus) (Abb. 2) konnte diese Frage beantwortet werden. Die Krallenfledermaus stellt durch ihre primitiven Merkmale eine Zwischenstufe dar, weshalb eine neue Fledermausfamilie für sie gegründet wurde. Sie besitzt Flügel mit extrem kurzen Fingern, trägt an allen zehn Fingern Krallen, was ihr ihren Namen brachte, und ernährte sich von Insekten. Vor allem aber haben diese Tiere keine Echoortung betrieben, worauf eine wenig entwickelte Kehlkopfaufhängung, sowie die Anatomie der Ohren (Gehörknöchelchen und Innenohr) hindeuten. Da *Onychonycteris* jedoch bereits mit den kurzen Flügeln zum aktiven Fliegen über längere Strecken fähig war, ist es eindeutig, dass die Entwicklung des aktiven Fliegens vor der Echoortung entwickelt wurde (Habersetzer et al., 2008).

TAB. FOSSILE FLEDERMAUSARTEN

Messel 47 Mio. Jahre		
<i>Tachypteron franzeni</i>		Einzig unter den hier betrachteten Fledermäusen, die einer heute noch existierenden Familie (Emballonuridae) zuzuordnen ist. Schmale Flügelform, schnell und hochfliegend im freien Luftraum. Flügelspannweite: 34,9 cm (s.a. Abbildung 8).
<i>Hassianycteris messelensis</i> <i>Hassianycteris magna</i>		Zwei in ihren Zahnmerkmalen und im Flugapparat bereits fortschrittliche Fledermausarten, die wie alle nachfolgenden Arten/Artenpaare jeweils einer eigenen Fledermausfamilie angehören und erloschen sind. Schmale Flügelform, schnell und hochfliegend in Nähe der Baumwipfel. Sehr große Flügelspannweiten: 39 cm bzw. 48 cm.
<i>Palaeochiropteryx tupaiodon</i> <i>Palaeochiropteryx spiegelii</i>		Breitflügelig, zierlicher Körperbau, Flügel deshalb nur mit geringem Körpergewicht belastet, langsamer und wendiger Flugstil dicht über dem Boden oder am Blattwerk. Flügelspannweite: 26 cm bzw. 29 cm.
<i>Archaeonycteris trigonodon</i> <i>Archaeonycteris pollex</i>		Unauffällige Flügelform mit mittlerer Flächenbelastung, unspezialisierter Flugstil in mittlerer Flughöhe, als Primitivmerkmal Kralle am Zeigefinger. Flügelspannweite: 36,9 cm (s.a. Abbildung 8) bzw. 39 cm.
Wyoming 52,5 Mio. Jahre		
<i>Icaronycteris index</i>		Sehr nahe mit <i>Archaeonycteris</i> verwandt, aber deutlich kleiner, ebenfalls zusätzliche Kralle am 2. Finger. Flügelspannweite: 30 cm.
<i>Onychonycteris finneyi</i>		Primitivste aller bisher bekannten Fledermäuse, hat ein sehr kurzes Handskelett, an allen zehn Fingern Krallen und kein Echoortungssystem mit Ultraschall. Flügelspannweite: 29,8 cm (s.a. Abbildung 8).

Abbildung 3: Fossile Formen der Chiroptera aus der Grube Messel und Wyoming (Habersetzer et al., 2008: 248)

Bis heute sind jedoch keine Zwischenformen bekannt, welche auf die Entwicklung der großen Hautflügelflächen schließen lassen (Richarz & Limbrunner, 1999). Bis auf die kleineren Flügel von *Onychonycteris finneyi*, hatten die frühesten Funde bereits annähernd ihr heutiges Erscheinungsbild, sie waren also alle in der Lage aktiv zu fliegen (Richarz & Limbrunner, 1999). Eine Theorie ist, dass die verlängerten Finger ursprünglich das Jagen von Fluginsekten für einen boden- oder Baumbewohner erleichtert haben könnte und schließlich durch rasches Flattern die Beuteverfolgung erleichtert haben könnte (Gebhard,

1997). Abbildung 3 zeigt die fossilen Formen die in der Grube Messel und in Wyoming gefunden wurden und beschreibt sie kurz.

Der älteste aller Fledermausfunde ist *Ichthyonycteris index* (JEPSEN, 1966), dessen Alter auf 52,5 Millionen Jahre geschätzt wird (Neuweiler, 1993, Simmons et al., 2008)). Er wurde in Wyoming, USA, gefunden. Er weist sowohl Fledermaus- als auch Flughundmerkmale auf, weshalb er als Beweis für die gemeinsame Herkunft der Chiroptera gesehen wird (Richarz & Limbrunner, 1999). Als ältester Flughundfund gilt *Archaeopteropus* aus dem Oligozän, der in Italien gefunden wurde. Die älteste beschriebene Flughundgattung ist *Propotto* aus dem Miozän Ostafrikas. Flughunde haben sich wahrscheinlich in der Paläotropis (tropische und subtropische Gebiete Afrikas, Indiens und Südostasiens) entwickelt und nie die Neue Welt erreicht (Richarz & Limbrunner, 1999).

3.3. Anatomie der Microchiroptera

Fledermäuse sind nachtaktiv und besiedeln in erster Linie den Luftraum, dabei verfolgen sie jedoch unterschiedliche Strategien was den Nahrungserwerb und die ökologische Nische betrifft. Dies hat dazu geführt, dass sie alle zum einen anatomische Besonderheiten aufweisen, die ihnen das Fliegen in der Nacht ermöglichen, zum anderen jedoch auch eine große Vielfalt an anatomischen Merkmalen besitzen, die für den jeweiligen Lebensraum und die jeweilige Nahrung von Vorteil ist. In diesem Abschnitt der Arbeit sollen diese Besonderheiten und Merkmale aufgezeigt werden.

3.3.1. Körperbau

Fledermäuse sind generell eher kleine, leichte Tiere. Aufgrund der Spannweite werden die Tiere deutlich größer und schwerer eingeschätzt. Das kleinste Säugetier der Welt gehört zu den Microchiroptera, die Hummelfledermaus (*Craseonycteris thonglongyai*). Sie wiegt kaum drei Gramm (Dietz et al., 2007).

Abbildung 4 zeigt den Bauplan einer Fledermaus am Beispiel einer Breitflügelfledermaus (*Eptesicus serotinus*). Die Vorderextremitäten sind für den aktiven Flug zu Flügeln umgebaut. Zwischen dem Körper, dem Schwanz und den Extremitäten ist die Flughaut aufgespannt (Dietz et al., 2007). Sie ist dünn und sehr elastisch, jedoch extrem reißfest (Habersetzer, 2008). In der Flughaut sind viele Blutgefäße, Nerven, elastische Bänder und sogar Muskeln

eingebettet. Diese Muskulatur soll die Flughaut zusätzlich spannen und somit das Flattern während des Fluges verhindern (Schober, 1983). Die Flughaut wird in mehrere Teile unterteilt: Propatagium nennt man die Vorderarmflughaut, die sich entlang des Ober- und Unterarms spannt, dahinter zwischen Vorder- und Hinterextremitäten befindet sich Plagiopatagium (Armflughaut), zwischen den einzelnen Fingern bezeichnet man die Flughaut als Dactylopatagium (Hand- oder Fingerflughaut), und zwischen den Hinterextremitäten Uropatagium (Schwanzflughaut) (Kulzer, 1987). Die Schwanzflughaut wird oft vom Sporn gestützt (Schober, 1983.)

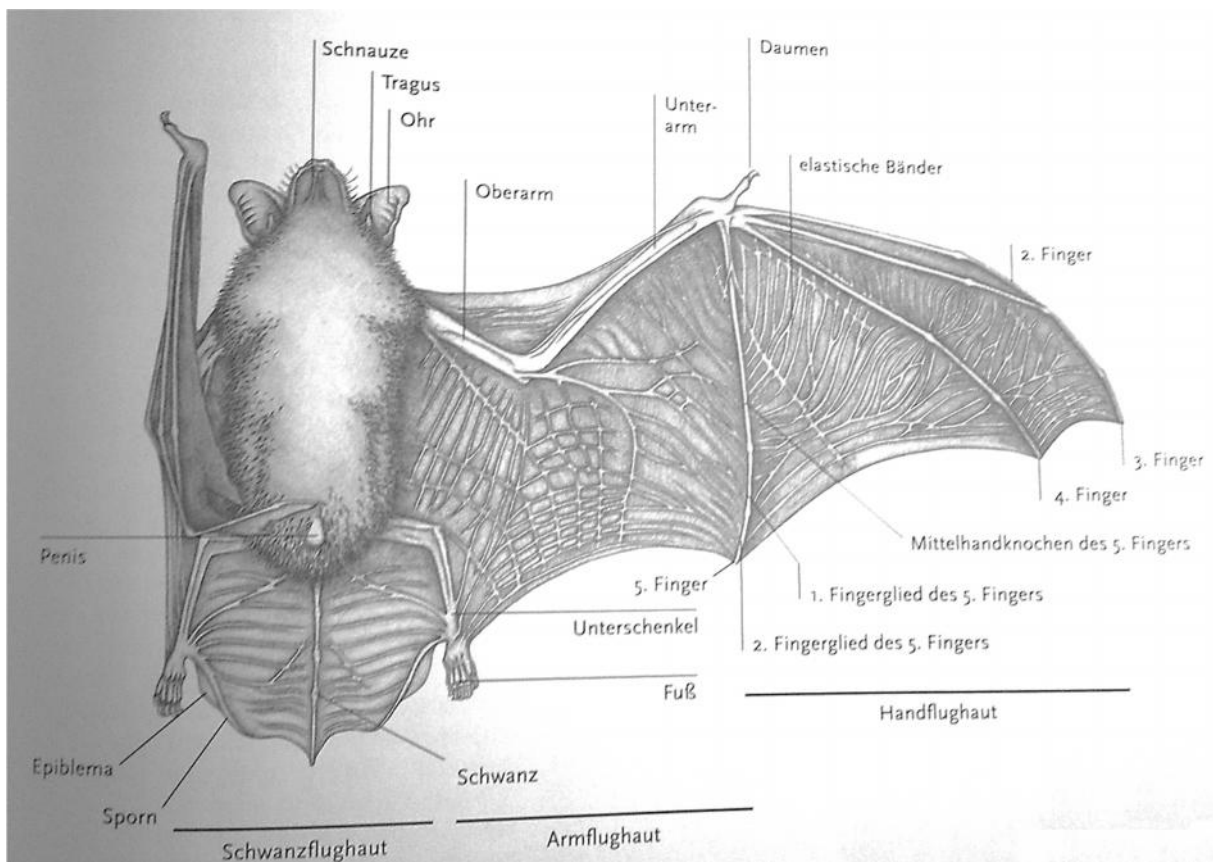


Abbildung 4: Körperbau der Microchiroptera am Beispiel von *Eptesicus serotinus* (Dietz et al., 2007:13)

Die Mittelhand- und Fingerknochen sind bedeutend verlängert. Man kann jedoch erkennen, dass es sich um den typischen fünfstrahligen Aufbau der Säugetiergliedmaßen handelt (Dietz et al., 2007). Die Mittelhandknochen und Fingerglieder des 2. bis 5. Fingers sind nicht nur besonders lang, sondern auch außergewöhnlich dünn und dabei jedoch biege-resistent. Der Daumen ist freibeweglich und besitzt als einziger Finger eine Krallen (Neuweiler, 1993). Die

Rippen sind vollständig verknöchert und über Gelenke fest mit dem Brustbein und den Wirbeln verbunden. Der Schwerpunkt liegt weit vorne im Körper (Schober, 1983).

Die Hinterextremitäten der Fledermäuse sind klein und alle fünf Zehen besitzen Krallen. Sie dienen zum Klettern, Laufen oder teilweise zum Ergreifen der Beute (Kulzer, 1987). Eine wichtige Aufgabe der Hinterextremitäten ist das Spannen der Flughaut während des Fluges (Neuweiler, 1993). Sie sind so stark nach außen gedreht, dass die Zehen und Krallen nach hinten zeigen (Schober, 1983). Fledermäusen ist es nicht mehr möglich die Beine unter den Körper zu bringen, weshalb sie bei der Fortbewegung am Boden seitlich abstehen (Neuweiler, 1993). Microchiroptera verfügen über eine so genannte Sehnensperre in den Zehen. Dadurch können sie über lange Zeiträume Kopf über nach unten hängen ohne Muskelkraft zu benötigen (Dietz et al., 2007). Dieser Mechanismus bleibt erhalten solange die Sehne mit Gewicht belastet ist (Neuweiler, 1993).

In der Regel besitzen Fledermäuse einen Schwanz, dieser kann jedoch zwischen den Arten sehr unterschiedlich sein. So besitzen manche Fledermausarten einen lange freistehenden Schwanz, während er bei anderen teilweise oder vollständig in die Flughaut integriert ist. Auch die Länge kann zwischen einigen Millimeter bis zur Länge des ganzen Rumpfes variieren (Kulzer, 1987).

Der Hals der Microchiroptera ist kurz und unauffällig, jedoch bietet er den Tieren eine große Beweglichkeit des Kopfes, was auf die hohe Krümmungsfähigkeit der Halswirbelsäule zurückzuführen ist (Schober, 1983).

Die Behaarung des Körpers hängt vom Lebensraum ab, ist jedoch auch bei den Wüstenfledermäusen grundsätzlich vorhanden und dient der Thermoregulation. In gemäßigten Breiten haben die Fledermäuse meist ein dichtes Fell. Teile des Gesichtes, die Ohren und die Flughäute sind unbehaart oder nur von feinen Härchen bedeckt (Dietz et al., 2007).

Der Kopf wird beim Fliegen von großen Muskeln gestützt. Die starke Muskulatur der Kiefer ist notwendig um kräftige Kaubewegungen, das seitliche Verschieben des Kiefers zum Abscheren und Zerteilen von Nahrung und das Ergreifen und Festhalten von Beute, zu ermöglichen (Dietz et al., 2007).

3.3.2. Physiologie

Microchiroptera haben einen relativ großen Magen, da sie in relativ kurzer Zeit relativ viel Nahrung aufnehmen. Die führt auch dazu, dass ihr Darm kurz ist und eine schnelle Verdauung ermöglicht. Dies hilft das Fluggewicht niedriger zu halten (Dietz et al., 2007).

Die rechte Hälfte des Herzens ist vergrößert um den erhöhten Sauerstoffbedarf zu decken. Fledermäuse haben das größte und muskelreichste Herz unter den Säugetieren. Die Herzschlagrate der Tiere deckt einen weiten Bereich ab, sie kann zwischen 4 Herzschlägen pro Minuten im Winterschlaf und 1100/min im Flug variieren. Außerdem kann die Herzfrequenz sehr schnell verändert werden, nämlich innerhalb von Sekunden von 500/min auf 1100/min.

3.3.3. Kiefer

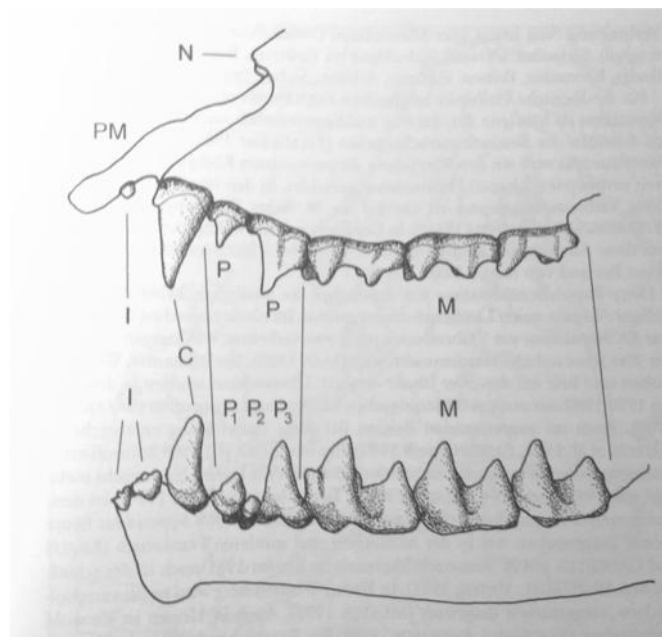


Abbildung 5: Kieferknochen von *Rhinolophus hipposideros* (Krapp, 2011:43)

Der praktische Teil der Arbeit beschäftigt sich ausschließlich mit den Kieferknochen der Tiere, weshalb hier die nötigsten Grundbegriffe angeführt werden sollen. Außerdem gibt es innerhalb der Microchiroptera eine Vielzahl an Ernährungsstrategien, weshalb es nicht verwunderlich ist, dass die Gebisse sich in die unterschiedlichsten Richtungen entwickelt haben. Die Form des Kiefers und die Bezahnung deutet auf die Ernährungsweise hin (Neuweiler, 1993).

Grundsätzlich haben die Fledermäuse den Vorteil eines Säugetiergebisses, sie können die Nahrung damit nicht nur erfassen, sondern vor dem Schlucken auch zerkleinern und kauen (Neuweiler, 1993).

Sie haben außerdem im Gegensatz zu dem Grundbauplan der Säugetiere ein verkürztes Kiefer, was eine erhöhte Beißkraft zur Folge hat. Allerdings haben die Zähne dadurch weniger Platz, was zu einer Reduktion der Zahnzahl geführt hat. Die maximale Anzahl an Zähnen bei Microchiroptera ist 38 (Neuweiler, 1993).

Die Zahnformel dazu ist:

$$\frac{2133}{3133} \cdot$$

Die Zahlen ober dem Bruchstrich stehen für eine Oberkieferhälfte, während die Zahlen darunter für eine Unterkieferhälfte stehen. Die erste Zahl gibt die Anzahl der Schneidezähne (Incisiven I), die zweite die der Eckzähne (Canini C), die dritte die der Vorbackenzähne (Prämolaren P) und die letzte die der Backenzähne (Molaren M) an (Abb. 5). Das Zerteilen von Nahrung ist dadurch möglich, dass die Zähne des Unter- und Oberkiefers passgenau ineinander greifen (Dietz et al., 2007).

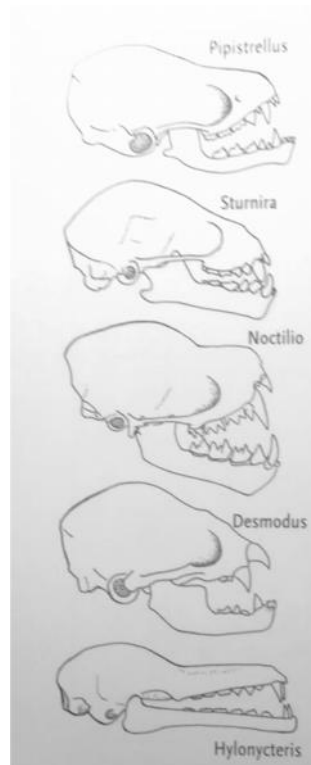


Abbildung 6: Verschiedene Schädelknochen je nach Ernährungsform (Dietz et al., 2011: 24)

Fledermäuse haben wie alle Säugetiere ein Milchgebiss. Es handelt sich dabei um feine, nach hinten gerichtete Haken, mit dessen Hilfe sich die Jungtiere an den Zitzen der Mutter festhalten. Das adulte Gebiss kommt nach 4 – 6 Wochen, wenn die Tiere Flügel werden. Bei drei Gattungen, den Hufeisennasen, Rundblattnasen und Großblattnasen, haben die Jungtiere statt einem Milchgebiss durchgebrochene Eckzähne mit denen sie sich an Haftzitze der Mütter festklammern. Diese Haftzitzen sind ebenso nur bei diesen drei Familien vorhanden. Das Milchgebiss wird zwar angelegt, jedoch noch vor der Geburt resorbiert (Neuweiler, 1993).

Die Zähne der fruchtfressenden Fledermäuse sind flachhöckrig (Gebhard, 1997). Außerdem benötigen sie große flache Molaren zum Zermahlen der Nahrung (Bateman, 1987).

Bei fleischfressenden Formen findet man starke, scharfe Canini und schneidende Molaren (Bateman, 1987).

Die Zähne der insektenfressenden Fledermäuse sind vielhöckrig und spitz (Gebhard, 1997). Das Gebiss ähnelt dem von Raubtieren mit Scherkanten und kräftigen Eckzähnen. Alle

europäischen Arten (Dietz et al., 2007), sowie der Großteil der Fledermäuse sind insectivor (Schober, 1983).

In Abbildung 6 kann man die unterschiedlichen Schädel- und Gebissformen sehen, die aufgrund der unterschiedlichen Ernährungsstrategie entstanden sind.

Von oben nach unten: Ganz oben sieht man den Schädel eines Insektenfressers, der Zwergfledermaus. Im Gegensatz zu den anderen weist es eine geringe Spezialisierung auf. Darunter ist der Schädel der Blattnasenfledermaus zu sehen, die sich von Früchten ernährt. Darunter die Fischerfledermaus, die sich, wie der Name schon sagt, von Fischen ernährt. Hier sind die Canini stark vergrößert, außerdem haben sie relativ spitze Molaren. Darunter ist Schädel der Gattung *Desmodus* dargestellt, eine Gattung die auf Blut als Nahrung spezialisiert ist. Die scharfen Incisivi und Canini schneiden die Muskulatur des Wirtstieres an, damit die Fledermaus das aussickernde Blut auflecken kann. Da Kauen hierfür nicht nötig ist, sind die Molaren stark reduziert. Ganz unten ist der Schädel der Blumenfledermaus zu sehen, der durch seine lang gestreckte Form auffällt. Diese ist angepasst an die Ernährung von Nektar und Pollen. Die Zähne sind hier nur schwach entwickelt (Schober, 1983).

Die Zähne werden mit zunehmendem Alter durch ihren Gebrauch abgenutzt. Die Zähne können auch von Parodontose befallen werden oder ausfallen (Gebhard, 1997).

3.3.4. Seh-, Geruchs- und Geschmackssinn

Die kleinen Augen der Microchiroptera sind lichtempfindlich, d.h. trotz der Echoortung ist den Fledermäusen die Sehkraft bis heute erhalten geblieben. Sie besitzen typische Nachtaugen, mit einer hohen Brechkraft und einer kurzen Brennweite. Dies führt zu kleinen, lichtstarken Bildern mit großer Tiefenschärfe. und relativ geringer räumlicher Auflösung. Bisher wurde bei Fledermäusen keine Fovea, die Stellen schärfsten Sehens, gefunden. Ebenso ist es unwahrscheinlich, dass Fledermäuse im Stande sind Farben zu erkennen (Neuweiler, 1993).

Über den Geruchssinn der Fledermäuse ist wenig bekannt. Aufgrund gewisser Verhaltensweisen wird jedoch angenommen, dass insektenfressende Fledermäuse (z.B. *Myotis myotis*) ihren Geruchssinn zum Auffinden und Unterscheiden von Beute einsetzen.

Manche Microchiroptera haben neben der Nase noch ein zweites, akzessorisches Riechorgan, das Vomeronasalorgan (Neuweiler, 1993).

Die Qualität der Nahrung wird von den Geschmackspapillen getestet. Über den Geschmackssinn der Fledermäuse weiß man jedoch kaum etwas. Lediglich von den zwei Arten *Myotis lucifugus* und *Mollossus spec.*, die beide insectivor sind, ist bekannt, dass sie stark auf Ammoniumchlorid und Kaliumchlorid reagieren, doch kaum auf Kochsalz (Neuweiler, 1993).

3.3.5. Besonderheiten des Fledermaus-Fluges

Wie schon öfter erwähnt sind Fledermäuse in der Lage aktiv zu fliegen. Grundlegende Anpassungen an die fliegende Fortbewegung und den hohen Energieverbrauch während des Fliegens wurden bereits in den Punkten 2.3.1. Körperbau und 2.3.2. Physiologie besprochen. Einige Punkte werden hier noch ergänzt und der Fledermaus-Flug wird näher beschrieben.

Bei Fledermäusen ist das Schulterblatt an der Flügelbewegung beteiligt. Dies ist möglich, da der Schultergürtel nur über Muskeln mit dem Oberkörper verbunden ist. Diese Tatsache führt in weiterer Folge dazu, dass sich die Raumstabilität des Fluges verbessert (Neuweiler, 1993).

Der Anstellwinkel des Propatagaiums kann verändert werden, so dass bei langsamem Flug oder schwierigen Flugmanövern die laminare Strömung am Flügel nicht abreißt. Die Flügel der Fledermäuse sind ein Kompromiss zwischen maximalem Auftrieb und minimalem Luftwiderstand um sowohl langsame, als auch schnelle Fluggeschwindigkeiten zu erlauben. Microchiroptera können die Fluggeschwindigkeit schnell verändern, was bei der Jagd von Insekten besonders wichtig ist. Was die Wendigkeit und Manövrierfähigkeit betrifft sind sie grundsätzlich den Vögeln einen Schritt voraus. *„Die Insektenjäger nehmen mit unglaublicher Wendigkeit die Verfolgung einer georteten Beute auf. Sie fliegen rechte Winkel, tauchen im Sturzflug ab, steigen nahezu senkrecht auf, legen sich im Flug auf die Seite oder rollen sich um die eigene Längsachse und fliegen gelegentlich sogar mit den Bauch nach oben.“* (Neuweiler, 1993:27). Was sie den Vögeln in Wendigkeit und Manövrierfähigkeit überlegen sind, geht auf Kosten der Geschwindigkeit. Anders als Vögel können Fledermäuse die Fluggeschwindigkeit nicht durch das Verkürzen der Flügelflächen erhöhen und sind damit

langsamer als Vögel (Neuweiler, 1993). Die Manövrierfähigkeit der Microchiroptera ist nicht nur für die Jagd an sich von großer Bedeutung. Auch die Fähigkeit Hindernissen auszuweichen ist sowohl in den Jagdgebieten der meisten Arten, als auch in den Quartieren von Nöten (Schober, 1983). Grundsätzlich kann man sagen breite Flügel und eine geringe Flächenbelastung erlauben einen manövrierfähigen Flug und schmale, lange Flügel einen schnellen, energiesparenden Flug. Die europäischen Arten haben zum Großteil einen Kompromiss gewählt (Dietz et al., 2007).

Auch wenn die Flugtechniken und Jagdmethoden zwischen den Arten stark variieren, so sind die Ohren der Fledermäuse immer nach vorne gerichtet (Gebhard, 1997). Generell wird der Flug der Microchiroptera als Ruderflug bezeichnet. Einige Arten sind jedoch in der Lage wie Kolibris einen Rüttelflug auszuführen. Dadurch sind sie in der Lage Insekten von Blättern abzufangen oder Nektar aus den Blüten zu lecken (Schober, 1983).

Zwischen dem Ruderflug können auch kurze Gleitflugphasen vorkommen. Beschreibt man den Verlauf des Flügelschlags beim Ruderflug, so beginnt man am besten in der Phase in der die Fledermaus die Flügel nach hinten oben gerichtet hat und die Flügelspitzen sich hinter dem Körperschwerpunkt befinden. Als Nächstes werden die Flügel nach unten außen geschwungen und anschließend nach vorne gerichtet. Hat der Flügel seinen tiefsten Punkt erreicht, befinden sich die Flügelspitzen vor dem Kopf. Beim Aufschwung des Flügels geht die Aufwärtsbewegung dem nach hinten Führen der Flügel voran (Schober, 1983). Die Flügel beschreiben bei dem Vorgang eine elliptische Bahn (Bateman, 1987). Die Flügelschläge pro Zeiteinheit sind von Art zu Art unterschiedlich, liegen jedoch bei den Microchiroptera viel höher als bei den Megachiroptera (Schober, 1983).

Fledermäuse haben beim Abflug den Vorteil, dass sie meist von ihrer hängenden Ruheposition starten. Dies ist natürlich ein großer Vorteil, wenn Gefahr droht (Gebhard, 1997). Jedoch sind sie auch in der Lage direkt vom Boden aufzufliegen, dies geschieht nach einigen hüpfenden Bewegungen (Schober, 1983). Dies beherrschen jedoch nur Glattnasen (Vespertilionidae). Eine Ausnahme ist hier *Miniopterus schreibersii*. Die Hufeisennasen können sich ebenfalls nicht auf allen Vieren laufend fortbewegen (Gebhard, 1997). Beim Landen müssen sie sich so drehen, dass sie die Füße so hochschwingen können, dass die Krallen sofort festen Halt haben (Schober, 1983).

Eine weitere Herausforderung ist die Thermoregulation während des Fluges. Fledermäuse können nicht schwitzen, sie führen die überschüssige Wärme über einen erhöhten Blutstrom an den Flughäuten ab (Schober & Grimmberger 1998).

3.3.6. Anpassungen an das Leben in der Nacht – Die Echoabbildung

Grundsätzlich gibt es zwei Hypothesen weshalb Fledermäuse als einziges Landsäugetier die Echoabbildung entwickelt hat. Einerseits könnte es eine Notwendigkeit sein, wenn man sich in Höhlen zurechtfinden muss. Die einzige Megachiroptera Gattung die Echoortung betreibt, *Rousettus*, lebt ebenfalls in Höhlen. Andererseits könnte sich die Echoortung als Anpassung an den Insektenfang entwickelt haben. Man nimmt an, dass der Selektionsdruck, der durch die Jagd ausging, größer war, als der von der Bewohnung von Höhlen (Neuweiler, 1993).

Lange Zeit wusste man nicht wie sich Fledermäuse im Dunkeln orientieren können. Der Wissenschaftler Lazzaro Spallanzani war im Jahr 1793 der erste, der entdeckte, dass geblendete Fledermäuse sich nach wie vor gut orientieren können, jedoch Tiere, die in ihrer Hörfähigkeit eingeschränkt wurden, diese Fähigkeit verlieren. Er schloss daraus, dass sich die Fledermäuse mit dem Gehörsinn orientieren. Es dauerte jedoch noch bis 1933, bis zur Erfindung des Mikrophons, bis man nachweisen konnte, dass Fledermäuse Töne im Ultraschallbereich erzeugen können. Unter dem Begriff Ultraschall werden jene Frequenzen zusammengefasst, die oberhalb des menschlichen Hörvermögens liegen (Bateman, 1987). Dadurch wurde erkannt, dass die Microchiroptera selbst den Informationsträger, das Signal zur Orientierung erzeugt, es handelt sich also um einen aktiven Orientierungsmechanismus. Der Ultraschall-Ortungslaut trifft auf Gegenstände der Umgebung z.B. einem Baum oder Felsen und wirft ein Echo zurück, dieses wird von der Fledermaus gehört und ausgewertet, so dass für das Tier eine Art Bild der Umgebung entsteht (Kulzer & Schmidt, 1987).

Der Begriff Echoortung ist ein irreführender Begriff, da er das akustische Abbildungssystem der Fledermäuse nicht ausreichend beschreibt. Es wird nicht nur der Ort der Echoquelle geortet, die Tiere sind aufgrund des Echos in der Lage Objekte zu identifizieren, sie nach Größe, Form und Oberflächenstruktur zu unterscheiden. Richtiger wäre es demnach von Echoabbildung oder Echoperception zu sprechen (Neuweiler, 1993). Fledermäuse erkennen z.B. Gewässer anhand ihrer glatten Oberfläche und können so während dem Flug trinken (Tonzani, 2010).

Das Echoabbildungssystem benötigt einen Sender, wie vorher erwähnt, erzeugt die Fledermaus selbst das Signal. Dies geschieht im Kehlkopf des Tieres. Als Empfänger dienen die Ohren. Ebenso wird das neuronale System, dass für die Auswertung verantwortlich ist, dazu gezählt (Neuweiler, 1993). Während Glattnasenfledermäuse die Ortungslaute durch das Maul aussenden, geschieht dies bei den Hufeisennasen durch die Nase. Hufeisennasen können im Gegensatz zu Glattnasen das Echo auch hören, während sie rufen (Dietz et al., 2007).

Physikalische Parameter, die das „Design“ von Ortungsrufen bestimmen

		Vorteile	Nachteile
Rufdauer	lang	hoher Störabstand des Echos, da viel Energie aufintegrierbar ist, Flügelschlag von Beuteinsekten detektierbar	Überlappung von Echos naher Objekte mit dem Ruf – „blindes Fenster“ sehr groß
	kurz	„blindes Fenster“ klein, exaktere Messung der Laufzeit und Distanz	geringerer Störabstand
Frequenz	hoch	hohe Auflösung von Strukturen	starke Dämpfung in Luft begrenzt Reichweite
	niedrig	große Reichweite, da atmosphärische Dämpfung geringer	schlechte Auflösung von Strukturen
Bandbreite	groß	Frequenzspektrum des Echos auswertbar (Richtung, Struktur), Kreuzkorrelation von Ruf und Echo genauer	keine Spezialisierung des Gehörs auf bestimmte Frequenzen möglich, weniger Energie in einer Frequenzgruppe
	gering	Gehör kann für die Ruffrequenz besonders empfindlich sein, Dopplereffekt nutzbar	Spektrum des Echos enthält keine Information über Richtung, Entfernung und Objektstruktur

Abbildung 7: Physikalische Parameter, die das „Design“ von Ortungsrufen bestimmen (Dietz et al., 2007:45)

Es existieren drei Grundelemente für die Signale, welche einzeln und in Kombination erzeugt werden können. Zur Ortung wird meistens ein abwärts frequenzmodulierter Puls (FM (ab)) verwendet. Es beginnt bei einer hohen Frequenz und sinkt dann auf eine niedrigere ab (Neuweiler, 1993). Dieser Laut dauert nur wenige Millisekunden (Pflumm, 1987). Die Ortungslaute der Hufeisennasen und Hipposideriden enthalten einen CF-Teil. CF steht für „constant frequency“ und wird auch „reiner Ton“ genannt. Diese werden hauptsächlich als Suchsignal verwendet und dauern zwischen 10 und 100 ms. Als drittes Signal gilt der FM(auf)-Ton. Dieser wurde nur in Verbindung mit CF-Tönen beschrieben, denen er im

Allgemeinen vorangeht. Meistens kommen in Ortungslauten ganzzahlige Vielfache, so genannte Harmonische, der Grundfrequenz vor (Neuweiler, 1993). Abgesehen von diesen Grundelementen können die Ortungslaute in Frequenz, Bandbreite und Rufdauer variieren. In Abbildung 7 sieht man die Vor- und Nachteile die eine Variation dieser Parameter bringt.

Fledermäuse haben ein gutes Ortsgedächtnis und kennen ihre Quartiere daher so gut, dass sie diese „blind“ durchfliegen können (Schober, 1983). In Laborversuchen wurde gezeigt, dass Fledermäuse, haben sie ein Hindernis auf ihrer Jagdroute einmal kennen gelernt, dieses noch tagelang umfliegen, auch wenn es längst nicht mehr vorhanden ist. Man hat außerdem festgestellt, dass Microchiroptera Flugstraßen nutzen um zu ihren Jagdrevieren zu gelangen. Diese führen meist an linearen Landschaftsstrukturen, wie z.B. Alleen, vorbei oder haben einzelne Fixpunkte, die zur Orientierung genutzt werden können (Gebhard, 1997). Während Hufeisennasen Hindernisse in 8 bis 10 m Entfernung wahrnehmen können, erkennen Glattnasen diese nur in ca. 2 m Entfernung (Schober, 1983). Während des Suchfluges werden 4 bis 12 Ortungslaute pro Sekunde gesendet. Wird ein Hindernis oder eine Beute entdeckt, werden die Pausen zwischen den Rufen immer kürzer, die Wiederholungsrate der Laute steigt auf 40 -50 Laute pro Sekunde. Kurz vor dem Ergreifen der Beute werden 10 – 25 kurze Laute mit minimalen Pausen dazwischen ausgestoßen, die das Beschallungsverhältnis oder „duty cycle“, also die Summe der Ortungslautperioden bezogen auf die Gesamtdauer einer Ortungsphase, auf 90 % erhöhen. Man nennt das den „final buzz“ (Neuweiler, 1993).

Die Entwicklung der Echoabbildung hat es den Fledermäusen ermöglicht nachts zu jagen. Die Echoabbildung hat jedoch auch Nachteile. Das Tier muss Ortungslaute aussenden, was Energie kostet, jedoch nimmt man an dass, eine *„fliegende Fledermaus die Ortungslaute zum „Nulltarif“, d.h. als kostenloses Nebenprodukt der Flugenergie, bekommt.“* (Neuweiler, 1993:156). Außerdem wird kein kontinuierliches „Bild“ erzeugt. *„Während die Außenwelt beim Sehen kontinuierlich abgebildet wird, „leuchtet“ die Umgebung bei der akustischen Abbildung stroboskopisch auf, nämlich immer nur dann, wenn das Tier einen Laut aussendet.“* (Neuweiler, 1993:148). Für Hufeisennasen ist die Umgebung pro Nacht ca. 50 – 60 % „dunkel“, bei den meisten anderen Arten sind es sogar 80 – 92 % (Neuweiler, 1993). Diesen Nachteil gleichen Fledermäuse mit ihrem hervorragendem Ortsgedächtnis aus (Gebhard, 1997). Ein weiterer Nachteil ist die geringe Reichweite, die je nach Bedingungen

einen Grenzwert von maximal 60 m hat, jedoch meist unter 20 m liegt. Ebenso ist das Schallfeld einer Fledermaus wesentlich kleiner als das Gesichtsfeld eines Säugetieres (Neuweiler, 1993). Bei der Echoabbildung sind Entfernungen sehr genau bekannt, dafür ist die Richtung nur schwer zu erkennen (Dietz et al., 2007).

Abschließend zum Thema Echoabbildung ist zu sagen, dass die Tiere, abgesehen von der Ortung, Identifizierung und Differenzierung verschiedener Gegenstände, Erstaunliches leisten, wenn man bedenkt, dass die Tiere auch in dichter Vegetation jagen können und teilweise Beute direkt von einem Untergrund ergreifen. Es wird also nicht nur ein Echo von einem Zielobjekt erzeugt, sondern auch vom Untergrund oder der Umgebung (Neuweiler, 1993).

3.4. Lebensweise

Neben der Anatomie ist auch die Lebensweise der Microchiroptera bemerkenswert. In diesem Teil der Arbeit wird auf Verhaltensweisen, wie das Jagdverhalten oder Sozialverhalten, sowie auf die Überwinterung eingegangen.

3.4.1. Jagdverhalten und Nahrung

Wie bereits im Punkt 2.3.3. besprochen gibt es eine große Variation in der Ernährung der einzelnen Vertreter. Da das Jagdverhalten eine noch größere Variation aufweist und sich der Großteil der Microchiroptera, insgesamt ca. 70 %, von Insekten und Spinnen ernährt (Rosenau, 2001), ebenso wie die Fledermausgattungen die im praktischen Teil der Arbeit behandelt werden, wird sich dieser Punkt auf diese Ernährungsweise beschränken.

Da sich die unterschiedlichen insectivoren Arten meistens auf ein begrenztes Teilgebiet spezialisiert haben, können mehrere Arten im selben Jagdgebiet jagen ohne gegenseitig Konkurrenz darzustellen. So gibt es Arten, die im freien Luftraum jagen (Richarz & Limbrunner, 1999), und andere, die so genannten „gleaners“. Sie ergreifen die Insekten direkt von der Vegetation bzw. dem Untergrund (Neuweiler, 1993). Bei dieser Jagdtechnik landen die Tiere meist nur kurz oder gar nicht. Nicht immer werden hier die Beutetiere mittels Echoortung lokalisiert. Teilweise geschieht dies durch passives Hören. Die Geräusche stammen von der Fortbewegung oder Nahrungsaufnahme der Insekten (Gebhard, 1997).

Die spezielle Bezahnung, die bereits im Punkt 2.3.3. besprochen wurde, hilft den Microchiroptera die Chitinpanzer der Käfer und anderer Insekten aufzubrechen (Richarz & Limbrunner, 1999). Die Beute wird entweder direkt mit den Zähnen ergriffen oder mit den Flügeln zum Mund geführt. Manche Vertreter benützen die Tasche der Schwanzflughaut als Kescher (Gebhard, 1997).



Abbildung 8: *Rhinolophus ferrumequinum* (Große Hufeisennase) auf Insektenjagd (Dietz et al., 2007:55)



Abbildung 9: *Myotis myotis* (Großes Mausohr) beim Trinken (Dietz et al., 2007:2)

Die Vertreter der Gattung der Hufeisennasen werden als Ansitzjäger bezeichnet. Sie hängen an einem geeigneten Beobachtungspunkt (Gebhard, 1997), den sie immer wieder aufsuchen (Dietz et al., 2007) und warten bis sie einen Flugschlag eines Insektes wahrnehmen. Dafür drehen sie sich um ihre Längsachse hin und her. Sobald Beute lokalisiert wurde, wird sie mit einem schnellen Flugmanöver gejagt und am Beobachtungspunkt gefressen (Abb. 8). Manchmal werden Nahrungsbrocken in den Backentaschen verwahrt und später gefressen (Gebhard, 1997).

Ist ein großes Nahrungsangebot vorhanden, können Jagdmanöver mehrere Male pro Minute vorkommen (Schober, 1983).

Eindrucksvoll ist auch die Menge an Nahrung die sie in einer Nacht verzehren. Sie können nämlich bis zu 50 % ihres Körpergewichtes zu sich nehmen (Merritt, 2010). Dies ist aufgrund ihres Verdauungssystems möglich (siehe Punkt 2.3.2).

Wie im Punkt 2.3.6. bereits erwähnt, erkennen Fledermäuse Gewässer anhand ihrer glatten Oberflächenstruktur. Um zu trinken fliegen die Tiere mit schräggestellter Körperachse und den Kopf tieferhaltend über das Wasser (Abb. 9) (Gebhard, 1997).

3.4.2. Quartiere

Fledermäuse haben im Allgemeinen drei unterschiedliche Arten von Quartieren: Tages-, Nacht-, sowie Winterquartier und Wochenstuben. Wobei Tages-, Nacht- und Winterquartiere, wie der Name bereits vermittelt, die Orte sind an denen die Microchiroptera den Tag bzw. die Nacht oder den Winter verbringen. Als Wochenstuben bezeichnet man jene Quartiere, welche die Weibchen zur Aufzucht der Jungen verwenden.

Da Fledermäuse nachtaktiv sind, benötigen sie unter Tags einen Ort an dem sie vor Raubtieren sicher sind und ihren Ruheenergieumsatz minimieren können (Neuweiler, 1993). Die Verbreitung einer Fledermausart hängt zum einen vom Nahrungsangebot und zum anderen von der Verfügbarkeit von Tagesquartieren ab. Wichtig ist das vor allem deshalb, weil die Tiere sich keine Unterschlüpfen bauen können, wie das teilweise andere Tiere tun (Schober, 1983). Das Tagesquartier darf Raubtieren keinen Zugang bieten und sollte eine annähernd konstante Temperatur aufweisen, die möglichst nahe der optimalen Temperatur ist oder aber niedrig genug um den Torpor (Punkt 2.4.3) zu begünstigen. In den meisten

Fällen bieten Höhlen diese Voraussetzungen. Die Höhlen der gemäßigten Zone sind jedoch durch ihre tiefen Temperaturen als Tagesquartiere ungeeignet. Es gibt Arten die Baumhöhlen oder Felsspalten als Tagesquartier nützen, Fledermäuse haben sich jedoch in der gemäßigten Zone eher zu Kulturfolgern entwickelt. Viele Fledermausarten haben ihre Tagesquartiere auf die künstlichen, vom Menschen errichtete „Höhlen“ verlegt (Neuweiler, 1993). Das können z.B. Häuser, Kirchen, Türme oder Festungen sein (Schober, 1983).

Nachtquartiere sind in erster Linie Ruheplätze, welche zwischen den Jagdflügen aufgesucht werden. Diese Nachtquartiere befinden sich direkt im Jagdgebiet oder in der Nähe davon. Grundsätzlich gelten für sie ähnliche Voraussetzungen, wie für Tagesquartiere (Neuweiler, 1993).

Während Höhlen in der gemäßigten Zone zu niedrige Temperaturen aufweisen um als Tagesquartier zu dienen, sind sie als Winterquartiere gut geeignet (Neuweiler, 1993). Felshöhlen sind hier günstiger als Bauhöhlen da sie konstantere und günstigere Überwinterungsbedingungen bieten. Wie auch bei den Tagesquartieren ist der Schutz vor Raubtieren ein wichtiger Faktor bei Winterquartieren. Weitere Faktoren sind ein geringer Lichteinfall und wie oben bereits erwähnt, die Temperatur. Die optimale Temperatur für ein Winterquartier ist von Art zu Art unterschiedlich. Da die Flughäute durch Verdunstung leicht austrocknen können ist auch die Luftfeuchtigkeit ein wichtiger Faktor bei der Wahl des Winterquartiers. Was die Hangplätze im Winterquartier betrifft, teilt man die Tiere nach Körperkontakt in drei Kategorien. Die Tiere der ersten Kategorie bevorzugen Spalten und Ritzen und suchen darin zusätzlichen Schutz vor Temperaturveränderungen. Die zweite Kategorie sind die Fledermäuse, die nur mit Fußkrallen an ihrem Winterschlafplatz hängen und zur dritten Kategorie gehören Microchiroptera, welche in ihrem Hangplatz variabel sind. Die meisten Fledermausarten bilden Cluster in den Winterquartieren, während Tiere der Gattung *Rhinolophus* (Hufeisennasenfledermaus) immer in einer gewissen Distanz zum nächsten Tier hängen. Die Cluster bestehen selten aus nur einer Fledermausart und haben den Vorteil, dass es einen geringeren Wärmeverlust gibt (Richarz & Limbrunner, 1999).

3.4.3. Jahreszyklus

In der gemäßigten Zone unterliegt das Nahrungsangebot, dass vor allem aus Insekten und Gliedertieren besteht, großen Schwankungen. Diese führen dazu, dass die Tiere im Winter

nicht genügend Nahrung finden und die Reproduktion in die Sommermonate legen. Des weiteren sparen sie im Winter Energie in dem sie Winterschlaf halten. Der Jahreszyklus kann in Abbildung 10 nachverfolgt werden. Ab ca. Mai besiedeln die meisten Weibchen die Wochenstuben, in denen sie ihre Jungen gebären und aufziehen. Die Geburt der Jungtiere geschieht annähernd zur selben Zeit, weshalb man annimmt, dass die Erwärmung im Frühling diese Synchronisation auslöst. Dieser synchronisierte Zeitpunkt findet bei den meisten mitteleuropäischen Arten im Juni statt. Über die Sommermonate werden die Jungtiere aufgezogen und mit Muttermilch gesäugt. In den Monaten Juli und August beginnen die Jungtiere bereits zu jagen, wobei sie allerdings selten erfolgreich sind, weshalb es hier besonders wichtig ist, dass um die Wochenstuben ein großes Nahrungsangebot herrscht. Bereits im September folgt die Paarungszeit der Fledermäuse. Dies geschieht oft auf dem Weg zu den Winterquartieren. Denn schon im Oktober müssen sich die Fledermäuse auf den Winterschlaf vorbereiten, was nicht nur bedeutet zu den Winterquartieren zu ziehen, sondern auch Fettreserven anzulegen. Die Dauer des Winterschlafes ist je nach Witterung unterschiedlich. Im Allgemein dauert er jedoch von ca. November bis März/April. Nicht alle Arten halten durchgehend Winterschlaf, dies wird jedoch im Punkt 2.4.4. genauer erläutert.

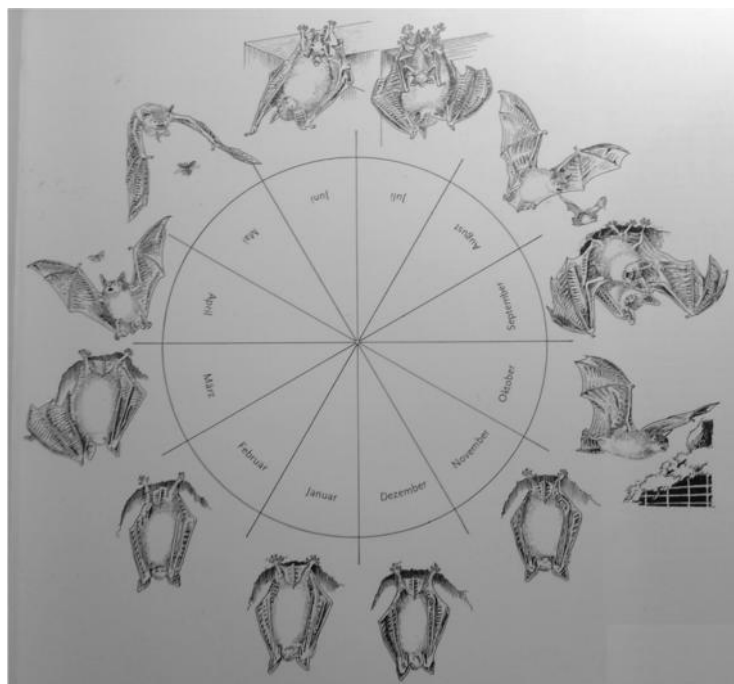


Abbildung 10: Jahreszyklus von *Myotis myotis* nach Braun & Weick (1994: 48)

3.4.4. Winterschlaf und Torpor

Sinkt die Außentemperatur unter die thermoneutrale Zone, darunter versteht man jene Temperatur bei der das Tier am wenigsten Sauerstoffverbraucht, können Microchiroptera fakultativ in Torpor übergehen. In den gemäßigten Breiten halten Fledermäuse außerdem Winterschlaf um ihre Energiekosten in den nahrungsarmen Monaten zu senken (Neuweiler, 1993). Diese beiden Verhaltensweisen treten auf, weil bei kaltem Wetter oder langen Regenperioden die Beutetiere der Micorchiroptera inaktiv sind und deshalb von den Tieren nicht geortet werden können (Gebhard, 1997).

Der Unterschied zwischen Winterschlaf (Hibernation) und Tageslethargie (Torpor) ist zum einen die Dauer. Die Körpertemperatur ist während des Winterschlafs niedriger als beim Torpor, was gemeinsam mit den kurzen Torporphasen, die eine tägliche Aufheizung bedeuten, der Grund ist, warum bei Tageslethargie wenig Energie gespart wird (Penzlin, 2005). *„Eine Fledermaus, die z.B. bei 20C° im Tagestorpor verharrt, verbraucht doppelt so viel Energie wie ein bei gleicher Körpertemperatur winterschlafendes Tier.“* (Neuweiler, 1993:70). Beim Winterschlaf handelt es sich *„um eine lang dauernde (Wochen) Senkung von Stoffwechsel und Körpertemperatur, die periodisch von kurzfristigen (Stunden) normothermen Phasen unterbrochen wird.“* (Penzlin, 2005:470). Während des Winterschlafs wird die Körpertemperatur ebenfalls reguliert, jedoch auf einem niedrigeren Niveau, es erfolgt eine so genannte Sollwertverstellung (Penzlin, 2005).

Ob Fledermäuse in den Torpor übergehen oder nicht, bestimmt nicht allein die Außentemperatur, sondern auch das Nahrungsangebot und die Anforderungen der Reproduktion. An kalten Tagen kann es vorkommen, dass sowohl aktive Fledermäuse, also auch welche, die sich in Torpor befinden, in einer einzigen Kolonie zu finden sind. In Kälteperioden im Sommer verlassen die Weibchen ihren Nachwuchs und suchen ein Ausweichquartier auf, wo sie in Torpor gehen, ebenso wie die Jungtiere in den Wochenstuben (Neuweiler, 1993). Es muss von den Tieren ein Kompromiss gesucht werden, da zwar während der Aufzucht der Jungen durch den Torpor Energie gespart werden kann, jedoch das Wachstum des Nachwuchses davon profitiert, wenn die Mutter aktiv bleibt, da sie dann mehr Milch produziert (Dietz et al., 2007). Während des Torpors können die Tiere sogar wach sein, sie können sich putzen, laufen, klettern usw. Da ihre Körpertemperatur

jedoch gesenkt ist, geschehen Aktivitäten langsamer. Fliegen können sie bei gesenkter Körpertemperatur nicht (Gebhard, 1997).

Bevor Fledermäuse in Winterschlaf gehen, müssen sie sich Fettreserven anfressen und ein geeignetes Winterquartier aufsuchen. Während der Hibernation fällt die Körpertemperatur auf ca. 6 – 1 C° über die Temperatur der Höhle, sofern die Höhlentemperatur über dem Gefrierpunkt liegt. Sauerstoffverbrauch, Herzschlag und Stoffwechsel senken sich (Neuweiler, 1993). Trotz des reduzierten Stoffwechsels werden teilweise bis zu einem Drittel des Körpergewichtes während eines Winters verbraucht (Dietz et al., 2007).

3.4.5. Reproduktion

Über die Paarung ist bisher relativ wenig bekannt. So weiß man nicht, wie sich die Tiere unterschiedlichen Geschlechts finden und wo die Paarungen stattfinden (Dietz et al., 2007). Laut Richarz & Limbrunner (1999) findet die Paarung der heimischen Arten in den Winterquartieren vor allem im Oktober und November statt. Die Brunst der Fledermäuse beginnt sobald die Wochenstuben aufgelöst werden und können bis in den Frühling des nächsten Jahres dauern (Richarz & Limbrunner, 1999).

Da die heimischen Fledermäuse aufgrund des geringen Nahrungsangebots Winterschlaf halten, muss der Fortpflanzungsrhythmus der Winterschlafperioden angepasst werden (Neuweiler, 1993). Dies führt zu einer Besonderheit im Fortpflanzungsrhythmus. Die Begattung erfolgt im Herbst. Die Spermien werden gespeichert und befruchten im Frühling, nachdem die Eier gereift sind die Eizellen (Gebhard, 1997). Der Vorteil ist offensichtlich, die Samenzellen reifen wenn die Fledermausmännchen in konditioneller Höchstform sind, nämlich nach den nahrungsreichen Sommermonaten, während die Embryonalentwicklung und die Geburt des Nachwuchses in einer Zeit stattfindet, in der die Weibchen genug Nahrung finden um den Energieaufwand decken zu können. Eine andere Methode hat *Miniopterus schreibersii* (Langflügelfledermaus) gewählt. Die Eizelle wird gleich nach der Paarung im Herbst befruchtet, jedoch wird die Embryonalentwicklung unterbrochen und erst im Frühjahr fortgesetzt (Richarz & Limbrunner, 1999). Diese beiden Strategien findet man nur bei Microchiroptera, welche nicht ausschließlich in den Tropen vorkommen (Racey & Entwistle, 2000).

Wie bereits im Punkt 2.4.2. kurz angesprochen, finden sich die Weibchen zur Geburt und Aufzucht ihrer Jungen in großen Kolonien zusammen, die nur aus Weibchen bestehen und „Wochenstuben“ genannt werden. Bei der Geburt werden die Jungtiere mit der Schwanzflughaut aufgefangen, dies ist möglich, da sich die Mutter in eine Position bringt, in der der Kopf nach oben gerichtet ist. Da die Tiere mit den Füßen voran geboren werden, können sich die Säuglinge schon während der Geburt mit den Füßen am Fell der Mutter anklammern. Bei den Hufeisennasen gebären die Mütter ihren Nachwuchs in der gewöhnlich hängenden Position. Das Jungtier wird mit den Flügeln aufgefangen und notfalls festgehalten (Dietz et al.)

Grundsätzlich sind Fledermäuse „monotok“, d.h. es wird nur ein Ei pro Zyklus freigesetzt wodurch nur ein Jungtier pro Zyklus geboren wird. Es gibt jedoch auch Arten in denen Zwillingsgeburten möglich sind (Neuweiler, 1993).

Die Aufzucht der Jungtiere findet wie schon erwähnt ebenfalls in der Wochenstube statt. In den ersten Tagen wird das Jungtier von der Mutter überallhin mitgenommen, sogar im Flug, wobei sich das Jungtier fest an der Mutter ankrallt. In diesen Tagen versuchen die Muttertiere jedoch von ihren Reserven zu leben und nicht auf die Jagd zu gehen (Dietz et al., 2007). Die Jungtiere von insektenfressenden Arten werden nur 4-8 Wochen gesäugt, dafür ist die Muttermilch sehr nährstoffreich (Neuweiler, 1993). Nach bereits 4 Wochen sind die Jungen, was die Thermoregulation betrifft, von der Mutter unabhängig. In dieser Zeit werden die Jungtiere der meisten Arten auch flügge und riskieren ihre ersten Flüge außerhalb des Quartiers. Die Geschlechtsreife kann bei den einzelnen Arten sehr unterschiedlich sein, bis auf wenige Ausnahmen nimmt man jedoch an, dass die Weibchen der Glattnasen im ersten Lebensjahr trüchtig werden können. Bei den Männchen scheint dies länger zu dauern (Gebhard, 1997).

3.4.6. Sozialverhalten

Wie in so vielen anderen Bereichen herrscht auch im Sozialverhalten der Fledermäuse eine große Variation. Es gibt Arten die solitär leben, welche die sich in Harems, gemischten Gruppen oder monogamen Paarbindungen zusammenfinden. Die Gruppen können entweder saisonal wechseln oder das ganze Jahr über bestehen (Richarz & Limbrunner, 1999).

Das Sozialverhalten in der Nacht ist weitgehend unbekannt, jedoch wird angenommen, dass es zwischen den Arten große Unterschiede gibt. Tagsüber ist das Sozialverhalten leichter zu beobachten, weshalb darüber mehr Informationen bekannt sind. So suchen Glattnasen Körperkontakt mit ihren Artgenossen. Dies scheint vor allem dann der Fall zu sein, wenn durch soziale Thermoregulation, Sicherheit oder im sozialen Kontext Vorteile erzielt werden können. Die Cluster werden zwar das ganze Jahr über gebildet, jedoch ist ihre Größe und Dichte im Winter höher. Hufeisennasen haben, wie schon im Punkt 2.4.2. erwähnt die Tendenz in einer gewissen Distanz zum nächsten Artgenossen zu hängen. Körperkontakt wird nur an kühlen Tagen zwischen trächtigen Weibchen gesucht, um soziale Thermoregulation zu betreiben (Gebhard, 1997).

Fledermäuse scheinen generell gesellige Tiere zu sein, die in Kolonien mit mehreren tausenden Individuen leben. Ob es eine Rangordnung gibt oder wie die soziale Struktur in einer solchen Kolonie aussieht, ist nicht bekannt. Man weiß jedoch, dass sich die einzelnen Tiere wiedererkennen. Individuen die sich kennen, begrüßen sich nach der Rückkehr ins Quartier in dem sie kurz ihre Schnauzen aneinander reiben, dabei scheint es um den Geruch der Tiere zu gehen (Gebhard, 1997).

Neben den Ultraschalllauten für die Echoabbildung senden Fledermäuse auch Sozial- und Abwehrlaute aus, die sowohl im Ultraschallbereich, als auch im niederfrequenten Bereich liegen können. Letztere sind für den Menschen wahrnehmbar. Da diese Signale langwellig sind, haben sie eine größere Reichweite und sie somit für die Kommunikation gut geeignet (Gebhard, 1997). Diese Kommunikation stellt wahrscheinlich neben der sozialen Thermoregulation einer der größten Vorteile für das Gruppenleben bei Fledermäusen dar. Es werden Informationen ausgetauscht, wie z.B. die Lage wichtiger Quartiere oder Jagdgebiete. Neben den akustischen Signalen sind wahrscheinlich auch olfaktorische Signale ein wichtiger Faktor im Sozialverhalten, dies betrifft wohl vor allem die Paarungszeit. Wichtig sind auch taktile Signale, z.B. signalisiert eine heftige ruckende Bewegung dem Jungtier, dass die Mutter auf Jagd gehen möchte und das Jungtier die Zitzen der Mutter loslassen soll (Dietz et al., 2007).

4. Chiroptera der Cheile Turzii Höhle

Da die einzelnen Arten, welche in der Cheile Turzii Höhle gefunden wurden, von besonderem Interesse sind, werden sie im folgenden Abschnitt behandelt. Auf die Art *Nyctalus noctula* wird nicht näher eingegangen, da diese Art mit dem zur Verfügung stehendem Material bereits von Kerstin Bernecker (2013) bearbeitet wurde.

4.1. Familie Rhinolophidae (GRAY, 1825), Hufeisennasenfledermäuse



Abbildung 11: *Rhinolophus hipposideros* - Kleine Hufeisennase. Foto: Lylambda, wikipedia.org

Bei den Hufeisennasen handelt es sich um insektenfressende Kleinfledermäuse (Krapp, 2011). Die Vertreter besitzen um die Nasenlöcher herum einen häutigen, unbehaarten Nasenaufsatz, das sogenannte Hufeisen (Abb. 11). In der Mitte davon, oberhalb der Nasenlöcher, befindet sich ein länglicher, schmaler Kamm, den man Sattel (Sella) nennt. Über den Augen mündet das Hufeisen in einer dreieckigen Lanzette (Gebhard, 1997). Diesem hufeisenförmigen Aufsatz verdankt diese Familie ihren Namen. Er ist für spezielle Ultraschallorientierung der Rhinolophidae notwendig, das bereits im Punkt 3.3.6. erwähnt wurde (Nauschke G., 1960). Die Ohren der *Rhinolophus* sind meistens groß, spitz und besitzen keinen Tragus (Gebhard, 1997). Die Familie der Hufnasenfledermäuse besteht aus nur einer Gattung, der Gattung *Rhinolophus* und mindestens 77 Arten (Dietz et al., 2007).

4.1.1. Gattung *Rhinolophus* (LACÉPÈDE, 1799)

Hufeisennasen sind wärmebedürftig und kommen somit hauptsächlich in den afrikanischen Tropen vor. So findet man im Mittelmeerraum noch 5 Arten und nördlich der Alpen nur mehr 2 Arten dieser Gattung: die Großhufeisennase (*Rhinolophus ferrum-equinum*) und die Kleinhufeisennase (*Rhinolophus hipposideros*) (Nauschke G., 1960).



Abbildung 12: Ruhende Kleine Hufeisennase. Foto: Matthieu Gauvain, wikipedia.org

Ihre Augen sind klein, ihre Ohren breit und laufen spitz zu. Sie besitzen keinen Tragus, dafür einen Antitragus (Schober & Grimmberger, 1998).

Die Weibchen der *Rhinolophus* besitzen als einzige europäische Familie bzw. Gattung ein zweites Paar Milchdrüsen. Diese dienen als Haftzitzen, an denen sich die Jungtiere festsaugen können (Krapp, 2011).

Hufeisennasen orientieren sich indem sie sich um ihre Längsachse drehen und dabei ihre beiden Ohren unabhängig voneinander bewegen. Ruhende *Rhinolophus* hängen frei an der Decke und umwickeln sich meistens ganz oder teilweise mit ihren Flughäuten (Abb. 12) (Gebhard, 1997).

Vertreter der *Rhinolophus* haben folgende Zahnformel:

$$\frac{1123}{2133} = 32 \text{ Zähne (Krapp, 2011).}$$

***Rhinolophus hipposideros* (BECHSTEIN, 1800), Kleine Hufeisennase**

Rhinolophus hipposideros ist mit einer Kopf-Rumpf-Länge von maximal 45 mm die kleinste der fünf europäischen Hufnasenarten (Gebhard, 1997) und eine der kleinsten einheimischen Fledermausarten (Dietz et al, 2007). Sie haben kleine Augen und relativ große Ohren. Das lockere Rückenfell ist bräunlich rauchfarben (auch rötliche Farbtöne), während das Fell der Unterseite grau bis grauweiß (auch gelblichbraun) ist. Die Ohren weisen ein helles graubraun auf und die Flughäute sind dunkelbraun (Abb. 11 & 12). Die Flügelspannweite beträgt zwischen 190 und 254 mm und ist damit relativ kurz (Roer & Schober, 2011).

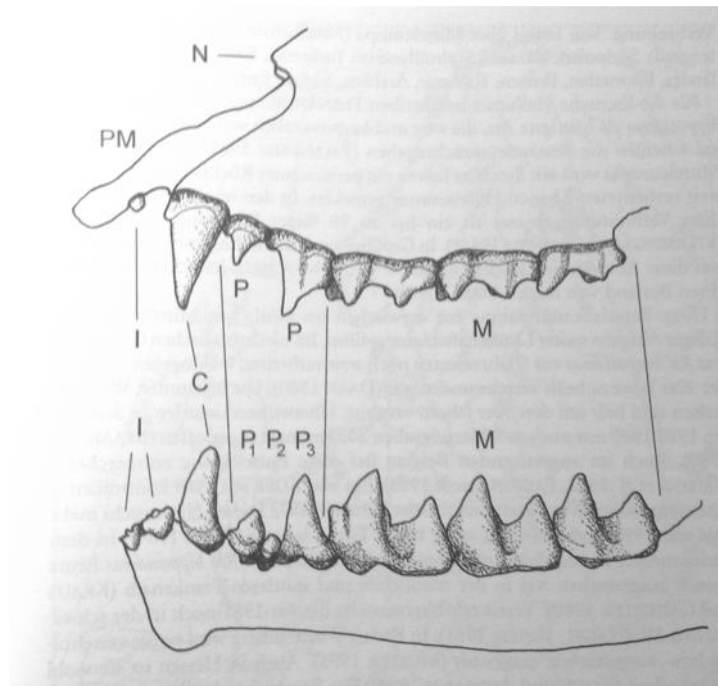


Abbildung 13: Schädel von *Rhinolophus hipposideros* (Roer & Schober, 2011:43)

Wie in Abbildung 13 zu sehen, ist P1 nur ungefähr halb so hoch wie P2. Die Mandibellänge beträgt zwischen 9,5 und 10,4 mm (Roer & Schober, 2011).

Verbreitung

Die Kleine Hufeisennase ist weniger kälteempfindlich als andere Hufnasenarten, weshalb ihre Verbreitung sich nach Norden ca. bis zum 52. Breitengrad (also auch bis nach Westirland und Südwest-England) erstreckt. Sie ist jedoch ebenso im Mittelmeergebiet (z.B. Griechenland oder Malta) zu finden (Roer & Schober, 2011).

Obwohl *Rhinolophus hipposideros* zu den weniger kälteempfindlichen Hufeisennasen gehört, handelt es sich generell um eine wärmeliebende Art, bei der die Umgebungstemperatur den wichtigsten Klimafaktor für die Verbreitung darstellt. Im Sommerhalbjahr sind sie an warme Hangplätze gebunden und im Winter halten sie sich in den wärmeren Bereichen unterirdischer Räume auf. In vielen Regionen Mitteleuropas ist *Rhinolophus hipposideros* ein Kulturfolger, z.B. findet man die Sommerkolonien der Weibchen vor allem in Gebäuden. Dabei ist wichtig, dass die Tiere einen freien Zuflug zu den Hangplätzen in den Gebäuden haben (Roer & Schober, 2011).

Jagd und Nahrung

Es werden lichte, gut strukturierte Wälder bzw. Waldränder und Strauch- und Heckengebiete als Jagdgebiet bevorzugt (Gebhard, 1997). Dabei werden gut strukturierte Wälder bevorzugt (Dietz et al, 2007). *Rhinolophus hipposideros* ernährt sich von kleinen Insekten, vor allem von Dipteren und kleinen Lepidopteren. Werden größere Beutetiere gefressen, so werden meist Flügel, Beine und Kopf abgebissen und fallengelassen (Roer & Schober, 2011). Beutetiere können auch kurzzeitig in den Backentaschen aufbewahrt werden (Schober & Grimmberger, 1998). Mit ihren kurzen, breiten Flügeln fliegen die Tiere meist niedriger als 5 m und weisen eine hohe Manövrierfähigkeit auf (Gebhard, 1997).

Winterquartier

Zu welcher Zeit die Tiere ihr Winterquartier aufsuchen und verlassen hängt von der geographischen Lage ab. Die Tiere hängen in ihren Winterquartiere immer mit Distanz zum Nachbarn (Roer & Schober, 2011). Eine hohe Luftfeuchtigkeit und Temperaturen zwischen 5 und 8 Grad Celsius sind für ein Winterquartier von *Rhinolophus hipposideros* notwendig (Gebhard, 1997).

Paläontologie

Es gibt Nachweise von *Rhinolophus hipposideros* aus dem mittleren und oberen Pleistozän in Spanien. In Hundsheim (Niederösterreich) wurden nach dem Altpleistozän nur zwei Humerusfragmente gefunden, was darauf hindeutet, dass zu dieser Zeit *Rhinolophus hipposideros* nicht mehr regelmäßig in Mitteleuropa zu finden war (Roer & Schober, 2011).

4.2. Familie Vespertilionidae (GRAY, 1821), Glattnasenfledermäuse

Die Familie der Glattnasenfledermäuse ist die dominierende Gruppe der Fledermäuse in Europa (Krapp, 2011). Sie besteht aus 42 Gattungen mit ca. 355 Arten und ist weltweit verbreitet (Gebhard, 1997). Ihren Namen verdanken sie dem Fehlen von häutigen Aufsätzen am Kopf, wie ihn z.B. Vertreter der Familie *Rhinolophidae* aufweisen. Die Schnauzenregion ist unbehaart, die Ohren haben einen Targus und die Augen sind klein. Alle Arten besitzen lange Schwänze (Krapp, 2011), die Großteils von Schwanzflughaut umgeben sind (Gebhard, 1997).

Alle europäischen Vertreter dieser Familie sind klein bis mittelgroß und ernähren sich insectivor. Die Orientierung erfolgt durch Ultraschalllaute, die aus dem geöffneten Maul ausgestoßen werden (Krapp, 2011).

4.2.1. Gattung *Myotis* (KAUP, 1829), Mausohrfledermäuse



Abbildung 14: *Myotis myotis* – Großes Mausohr (Dietz et al., 2007:257)

Die Gattung *Myotis* ist sowohl im europäischen Raum, als auch weltweit die artenreichste und weitverbreitetste Fledermausgattung. Außer in der Antarktis und aus einigen ozeanischen Inseln kommen sie weltweit vor. Sie haben lange, schmale Ohren die im Umriss eine symmetrische Ellipse bilden (Krapp, 2011). Die Ohren sind dabei länger als breit (Schober & Grimmberger, 1998). Ihre Flügel sind breit und enden stumpf. Ihr Fell ist in den

unterschiedlichsten Brauntönen gefärbt. Innerhalb der Glattnasen handelt es sich bei der Gattung *Myotis* um die wahrscheinlich am meisten generealisierte Gattung. Sie besitzen die maximale Anzahl an Zähnen und haben folgende Zahnformel:

$$\frac{2133}{3133} = 38 \text{ Zähne (Krapp, 2011).}$$

***Myotis myotis* (BORKHAUSEN, 1797), Großes Mausohr**

Das Große Mausohr ist mit einer Kopf-Rump-Länge von 65 – 80 mm (Gebhard, 1997) die größte europäische *Myotis*-Art und gehört zu den größten heimischen Fledermausarten. Sie hat eine Spannweite von 350 – 430 mm und ein Gewicht von 28 bis 40 g. Die Schnauze ist kurz und breit, die Ohren lang und breit (Güttinger et al, 2011). Der Tragus ist an der Basis breit und reicht bis zur Hälfte des Ohres (Schober & Grimmberger, 1998). Das Rückenfell ist dicht (Schober & Grimmberger, 1998), hell graubraun, die Unterseite dagegen gräulich weiß (Abb. 14) (Güttinger et al, 2011). Aufgrund des abgesonderten Drüsensekrets weisen die adulten Tiere einen goldgelblichen Schimmer auf. Die Flügel von *Myotis myotis* sind graubraun und breit (Gebhard, 1997). Ihre Flügelform erlaubt ihnen einen relativ raschen Flug und eine hohe Manövrierfähigkeit (Güttinger et al, 2011).

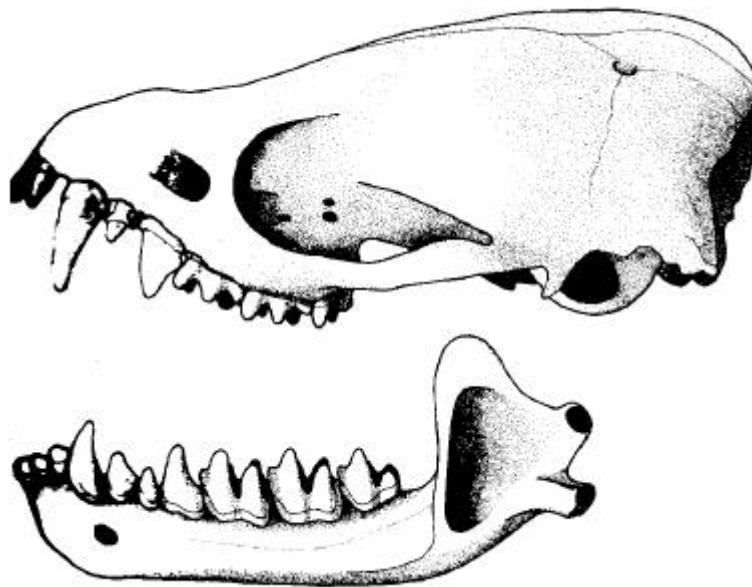


Abbildung 15: Schädel von *Myotis myotis* (Güttinger et al., 2011:129)

Sie können ein Alter von bis zu 22 Jahren erreichen, im Durchschnitt werden sie jedoch nur 4 bis 5 Jahre alt (Schober & Grimmberger, 1998).

Auffällig am Gebiss der Tiere ist, wie man in Abbildung 15 erkennen kann, dass p2 nur $\frac{1}{3}$ bis $\frac{1}{4}$ der Größe des p1 misst und nach innen abgedrängt ist. Der Coronoidfortsatz ist im Verhältnis zu kleineren Arten höher und schmaler (Güttinger et al, 2011).

Verbreitung

Myotis myotis ist in Europa weit verbreitet. Die nördliche Grenze liegt im Süden Englands und in Norddeutschland, südlich erstreckt sich die Art bis an die Mittelmeerküste. Von Osten nach Westen findet man Vertreter dieser Art von Portugal und Spanien bis in den Nahen Osten (Libanon, Syrien, Israel) und Kleinasien (Güttinger et al, 2011).

Jagd und Nahrung

Als bevorzugte Jagdgebiete gelten Laub- und Mischwälder (Güttinger et al, 2011). Die Distanz zum Tagesquartier kann 10 km und mehr sein (Gebhard, 1997). Der Zeitpunkt des Ausfluges ist bei *Myotis myotis* abhängig von der Wetterlage. Sie sind empfindlich gegen ungünstige Wetterverhältnisse und verlassen bei starkem Wind, Regen oder Kälte ihren Unterschlupf teilweise gar nicht oder verspätet (Nauschke, 1960). Beute sind bodenbewohnende Arthropoden wie z.B. Laufkäfer. Wichtig für das Jagdgebiet ist außerdem der freie Bodenzugang, da *Myotis myotis* die Beute direkt von der Bodenoberfläche aufnimmt. Gefressen wird die Beute allerdings nicht am Boden, sondern während des Fluges in einer Höhe von 5 bis 15 m (Güttinger et al, 2011).

Winterquartier

Als Winterquartiere werden feuchte Felshöhlen bevorzugt (Gebhard, 1997), sind diese nicht oder nur in geringer Anzahl vorhanden, so werden künstliche Höhlen (wie z.B. Bergstollen oder Keller) verwendet. Bevorzugt werden feuchte Bereiche in den Höhlen, die eine relativ konstante Temperatur aufweisen (Güttinger et al, 2011).

Die Tiere sind in den Winterquartieren sowohl freihängend, als auch teilweise oder ganz geschützt in Felsspalten, Mauerlöchern und ähnlichem zu finden. Überwintert wird sowohl einzeln als auch in der Gruppe.

Paläontologie

Das Große Mausohr ist erst ab dem Mittel- und Spätpleistozän in Europa eingewandert. Bei älteren Funden handelt es sich wahrscheinlich um vermutliche Vorfahren (Güttinger et al, 2011). Es ist anzunehmen, dass *Myotis myotis* sich relativ spät entwickelt hat. Darauf deuten die relativ jungen Funde (Mittel- bis Spätpleistozän oder Holozän) und stärkere abgeleitete Merkmale wie z.B. stark reduzierter M3 (Topal & Ruedi, 2011).

***Myotis blythii oxygnathus* (TOMES, 1857), Kleines Mausohr**

Das Kleine Mausohr ist dem Großen Mausohr sehr ähnlich. Es ist jedoch mit einer Kopf-Rumpf-Länge von 62 bis 71 mm etwas kleiner und hat kürzere und schmalere Ohren, die weniger stark abgerundet sind als beim Großen Mausohr (Abb. 16). Die Augen sind relativ klein und die Nase kurz (Topal & Ruedi, 2011).



Abbildung 16: *Myotis blythii oxygnathus* – Kleines Mausohr (Dietz et al., 2007: 262)

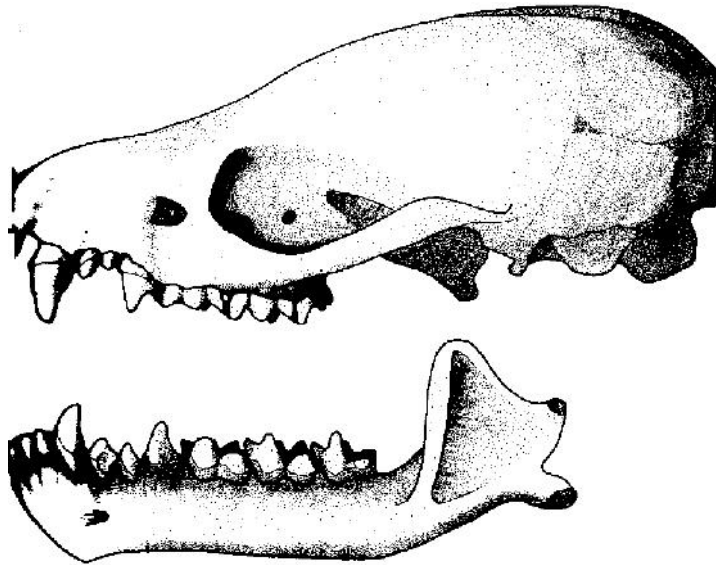


Abbildung 17: Schädel von *Myotis blythii oxygnathus* (Topal & Ruedi 2011, S. 217)

Das Rückenfell ist glänzend gräulich-braun, kann jedoch auch eine rostbraune Tönung aufweisen. Die Unterseite ist weißlich-grau. Charakteristisch ist ein weißer Haarfleck am Scheitel zwischen den Ohren. Die Flughäute sind braun (Topal & Ruedi, 2011).

Die Tiere können bis zu 30 Jahre alt werden, das Durchschnittsalter beträgt jedoch drei Jahre (Schober & Grimmberger, 1998).

Die Bezahnung ist schwächer als bei *Myotis myotis*. Außerdem liegt eine geringere Reduktion der einzelnen Zähne vor (Abb. 17) (Topal & Ruedi, 2011).

Myotis myotis und *Myotis blythii oxygnathus* leben oft sympatrisch in gemischten Kolonien (Topal & Ruedi, 2011).

Verbreitung

Da *Myotis blythii oxygnathus* die europäische Form des Kleinen Mauseohrs ist, kommt sie ausschließlich in Europa vor. Wie in Abbildung 18 ersichtlich ist, findet man *Myotis blythii punicus* in Nordafrika und *Myotis blythii omari* im Nahen Osten (Topal & Ruedi, 2011).

Das Verbreitungsgebiet von *Myotis blythii oxygnathus* endet im Norden etwas beim 50. Breitengrad und im Süden an der Mittelmeerküste (Topal & Ruedi, 2011).

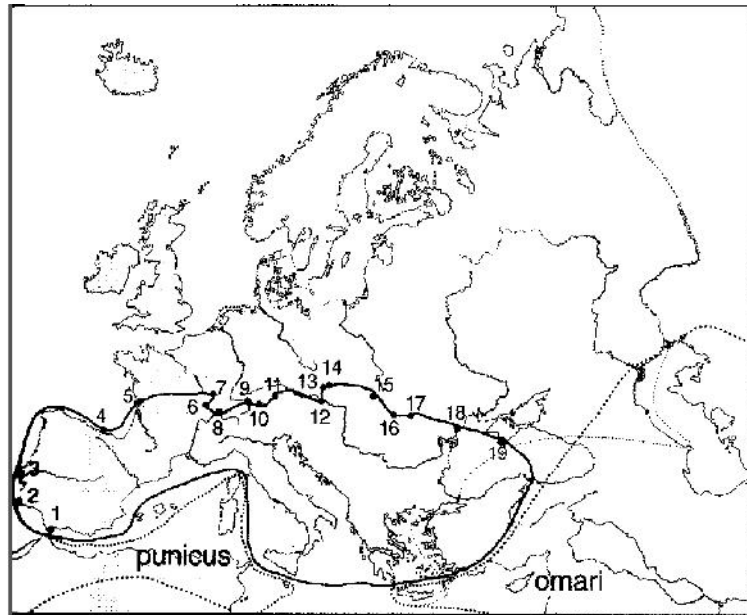


Abbildung 18: Verbreitung von *Myotis blythii oxygnathus* (Topal & Ruedi 2011, S. 223)

Jagd und Nahrung

Das Kleine Mausohr jagt im Umkreis von 10 km des Quartiers (Gebhard, 1997). Dabei werden steppenähnliche Graslandschaften bevorzugt. Die Beute stellen grasbewohnende Arthropoden dar, wie Laubheuschrecken, Schmetterlingslarven und Blatthornkäfer (Topal & Ruedi, 2011).

Winterquartier

Das Kleine Mausohr überwintert mit anderen Fledermausarten in Höhlen, wobei sie im Herbst vom Eingangsbereich der Höhle in tiefere Höhlenräume wandern und sich dort in Trauben anordnen. Selbst während dem Winterschlaf erwachen sie teilweise und wechseln ihren Hangplatz oder sogar den Höhlenraum (Topal & Ruedi, 2011).

Paläontologie

In Ungarn wurden Fragmente gefunden, die zwar keine genauere Zuordnungen zu den Subspezies zulassen, jedoch deuten die Maße auf eine nähere Verwandtschaft zu *M. blythii oxygnathus* hin, als zu einer anderen *Myotis*-Form des Pleistozäns. Genetisch weisen das Große Mausohr und das Kleine Mausohr wenig Distanz auf, was eine Spaltung der Arten im Mittel- oder Spätpleistozän nahelegt (Topal & Ruedi, 2011).

4.2.2. Gattung *Miniopterus* (BONAPARTE, 1837), Langflügelfledermäuse

Zur Gattung *Miniopterus* zählen insgesamt 11 Arten, wobei in Europa nur *Miniopterus schreibersii* zu finden ist (Gebhard 1997).

Vertreter dieser Gattung weisen eine kurze Schnauze und steile Stirn auf. Die Ohrmuschel ist klein und dreieckig und die Spitzen des Tragus sind nach innen gebogen. Die Flügel sind, wie der Name schon sagt, relativ lang, außerdem schmal und spitz. Die Zahnformel dieser Gattung lautet wie folgt:

Zahnformel $\frac{2123}{3133} = 36$ Zähne (Gebhard, 1997).

Miniopterus schreibersii (KUHL, 1817), Langflügelfledermaus



Abbildung 19: *Miniopterus schreibersii* – Langflügelfledermaus (Dietz et al., 2007: 371)

Die Langflügelfledermaus gehört mit einer Kopf-Rumpf-Länge von 50 bis 65 mm zu den mittelgroßen Fledermäusen (Gebhard, 1997). *Miniopterus schreibersii* hat eine gewölbte Stirn (Schober & Grimmberger, 1998).

Sie hat ein graubraun seidiges Fell, wobei die Unterseite etwas heller ist. Die Flughäute sind einheitlich graubraun gefärbt (Abb. 19) (Boye, 2011). Die Farbe des Fells kann sich zwischen den Jahreszeiten stark unterscheiden (Nauschke, 1960).

Die kurzen Ohren sind abgerundet und stehen sehr weit voneinander getrennt. Sie überragen nur knapp die aufrecht stehenden Kopfhaare (Gebhard, 1997). Der Tragus ist schmal, hat ein stumpfes Ende und ist ca. halb so hoch wie das Ohr (Boye, 2011).

Die Schnauze ist breit, kurz und hat keinen Drüsenhügel. Die Nasenlöcher sind nach vorne gerichtet und stehen dicht nebeneinander. An den Seiten der Schnauze befinden sich kurze Vibrissen (Boye, 2011).

Die Flügel sind, wie für diese Gattung typisch, lang, schmal (Boye, 2011) und spitz (Gebhard, 1997). Befindet sich das Tier in Ruhe werden die Flügelspitzen eingefaltet (Boye, 2011).

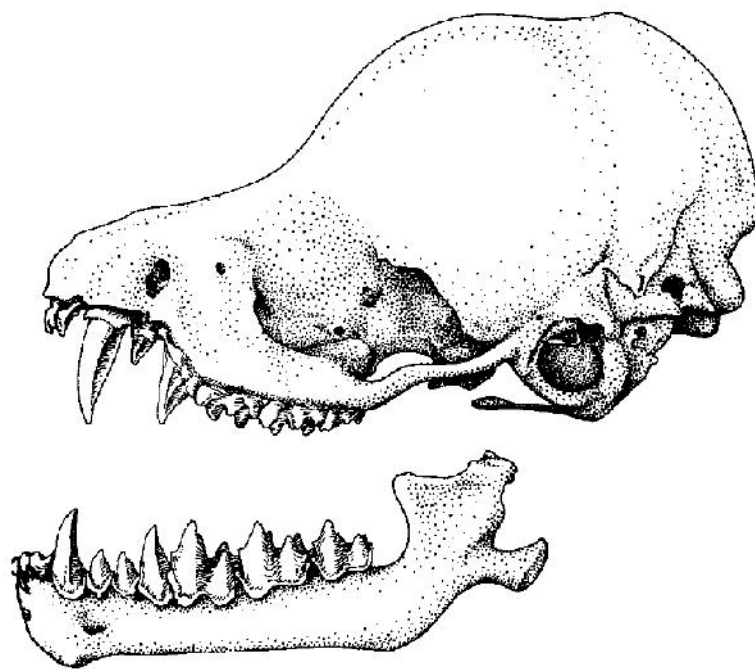


Abbildung 20: Schädel von *Miniopterus schreibersii* (Boye, 2011:1095)

Die Zahnformel ist entweder $\frac{2123}{3133} = 36$ Zähne oder $\frac{2133}{3133} = 38$ Zähne. Fehlt P2 im Oberkiefer nicht, wie in der zweiten Zahnformel, ist er oft nur rudimentär vorhanden. Wie man in Abbildung 20 erkennen kann, ist p4 an der Basis fast so groß wie m1 und doppelt so groß wie P3. p3 des Unterkiefers besitzt zwei Wurzeln. M1 und M2 haben tiefe Einbuchtungen am Distalrand, so dass die linguale Ecke fast rechtwinkelig vorsteht. M3 ist an der Basis ca. halb so groß wie M1 (Boye, 2011).

Verbreitung

Vertreter dieser Art sind wärmeliebende Tiere. Sie kommen in Europa südlich des 48. Breitengrades vor (Boye, 2011). Die nördliche Grenze zieht sich damit durch Frankreich über den Schweizerischen Jura und die Steiermark bis hin zum Kaukasus (Gebhard, 1997). Die Iberische Halbinsel und Italien sind vollständig besiedelt (Boye, 2011).

Das Verbreitungsgebiet reicht bis China, außerdem über weite Teile Nordafrikas bis südlich der Sahara (Gebhard, 1997).

Jagd und Nahrung

Langflügelfledermäuse sind schnelle und wendige Flieger und erreichen eine Fluggeschwindigkeit von bis zu 70 km/h. Damit sind sie die schnellsten Fledermäuse Europas (Boye, 2011). Sie jagen in 10 – 20 m Flughöhe in freiem Gelände (Schober & Grimmberger, 1998).

Ihre Beute sind vor allem Zweiflügler, Käfer und Schmetterlinge (Gebhard, 1997)

Winterquartier

Langflügelfledermäuse haben ihre Quartiere, nicht nur das Winterquartier, fast ausschließlich in Höhlen. Die Hangplätze von Gruppen befinden sich dabei immer frei an der Decke, Einzeltiere haben ihre Hangplätze auch vereinzelt an Wänden. Es gibt Quartiere, die das ganze Jahr über bewohnt werden. Während des Winterschlafs befinden sich alle Individuen auf einem Fleck im Winterquartier, wobei sie sogar in Schichten übereinander hängen (Boye, 2011).

Paläontologie

Miniopterus schreibersii war vom Jungpliozän bis ins Pleistozän eine häufige Art in Österreich. In Spanien wird sie ebenfalls als eine häufige Art im Mittel- und Jungpleistozän beschrieben (Boye, 2011).

4.2.3. Gattung *Nyctalus* (BOWDICH, 1825), Abendsegler

Die Gattung *Nyctalus* umfasst 6 Arten in Eurasien und Nordafrika, drei davon findet man in Europa (Gebhard, 1997). Alle Vertreter dieser Gattung sind Waldfledermäuse und gute und schnelle Flieger (Krapp, 2011).

Die Abendsegler haben kurze dreieckige Ohren mit einem verkürzten Tragus. Ihre Flügel sind schmal und lang und die Flügelhaut ist schwarz gefärbt (Krapp, 2011).

Die Zahnformel der *Nyctalus* ist: $\frac{2123}{3123} = 34$ Zähne.

Auffällig dabei ist, dass P² sehr klein und unauffällig ist (Krapp, 2011).

Nyctalus leisleri (KUHL, 1818), Kleinabendsegler



Abbildung 21: *Nyctalus leisleri* – Kleinabendsegler (Dietz et al., 2007:278)

Nyctalus leisleri gehört mit einer Kopf-Rumpf-Länge von 50 – 68 mm (Gebhard, 1997), einer Flügelspannweite von 260 – 340 mm und einem Gewicht von 8,0 bis 20,0 g zu den mittelgroßen Fledermäusen (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

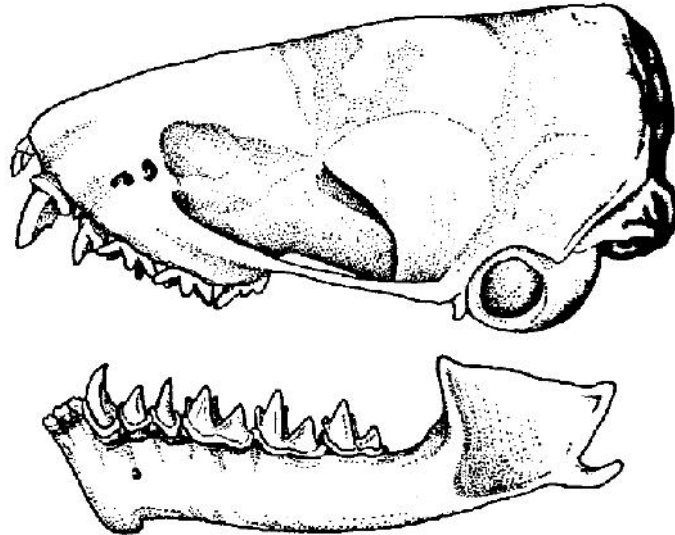


Abbildung 22: Schädel von *Nyctalus leisleri* (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011: 720)

Wie für die Gattung *Nyctalus* üblich haben die Tiere lange, schmale Flügel und kurze, breite, dreieckige Ohren. Diese sind an der Spitze abgerundet (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011). Der Tragus ist wie beim Großen Abendsegler kurz und pilzförmig (Schober & Grimmberger, 1998). Die Schnauze ist zierlich und erscheint etwas spitzer als beim Großen Abendsegler (Gebhard, 1997).

Das Fell zeichnet sich dadurch aus, dass es an der Basis dunkler ist, als an den Spitzen (Gebhard, 1997). Generell ist es am Rücken dunkelbraun, während das Fell auf der Bauchseite etwas heller ist (Abb. 21) (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

In der Abbildung 22 kann man den Schädel und das Gebiss, mit dem reduzierten M3, des Kleinabendseglers erkennen (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

Verbreitung

Nyctalus leisleri ist in Europa von der iberischen Halbinsel bis hinauf nach Irland und Großbritannien verbreitet. In Skandinavien gibt es keine Vorkommen. In Russland reicht die Verbreitung bis zum Ural-Fluss. Die Verbreitung in den Osten erstreckt sich über den ganzen europäischen Kontinent bis in den Südwesten Asiens. In Nordafrika ist die Art in Marokko, Algerien und Libyen zu finden (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

Jagd und Nahrung

Nyctalus leisleri ist eine typische Waldfledermaus, die Laub-, Misch- und Nadelwälder bewohnt (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011). Man findet sie jedoch auch in Gebirgen und Parklandschaften mit Altholzbestand (Gebhard, 1997). Im Gebirge ist er bis zur Baumgrenze auffindbar (Nauschke, 1960)

Im Herbst fliegt der Kleinabendsegler manchmal schon an Nachmittagen aus (Gebhard, 1997), in der Regel finden die Jagdflüge allerdings erst nach der Abenddämmerung statt (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011). Wie auch bei anderen Fledermausarten unterbrechen die Tiere ihren Flug bei starkem Wind, niedrigen Temperaturen und Regenschauern. Während letzteres nur eine kurze Unterbrechung zur Folge hat, unterbinden die ersten beiden Faktoren die Futtersuche unter Umständen vollständig (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

Als Nahrung dienen Nachtschmetterlinge, Zweiflügler, Köcherfliegen und Käfer (Gebhard, 1997).

Quartiere

Als Quartiere dienen in erster Linie Hohlräume in den Bäumen. Die Quartiere liegen dabei mindestens in einer Höhe von 2 m. Künstliche Vogel- oder Fledermausnistplätze werden jedoch ebenfalls von den Tieren angenommen (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

Als Winterquartiere dienen Baumhöhlen, Spalten, Hohlräume von Gebäuden oder auch Felsspalten. Die Überwinterung findet in der Regel zwischen Oktober und März statt und wird einzeln oder in kleinen Kolonien verbracht (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

Paläontologie

Die ältesten Fossilfunde vom Kleinabendsegler stammen aus dem mittleren und unteren Pleistozän und wurden im Süden Spaniens gefunden. Im Allgemeinen sind Fossilfunde der Art sehr selten, jedoch entsprechen die Masse der fossilen Exemplare annähernd denen von rezenten Funden (Bogdanowicz & Ruprecht, 2011).

B Praktischer Teil

Im Praktischen Teil der Arbeit werden die Ergebnisse der Vermessungen des Chiroptera-Materials aus der Cheile Turzii Höhle präsentiert, besprochen und mit dem Material rezenter Chiroptervertreter, das an der Abteilung Säugetiere Naturhistorischem Museum Wien vermessen wurde, verglichen.

5. Fundstelle

Das vermessene Chiroptera-Material stammt aus der Cheile Turzii Höhle, welche sich in Rumänien befindet. Genauer gesagt befindet sie sich in der Cheile Turzii, einer 1270 m langen Schlucht, die sich westlich der Stadt Turda (Abb. 23) befindet und auf Deutsch Thorenburger Schlucht heißt. Sie wurde 1938 zum Naturschutzgebiet und 1950 zum Naturdenkmal erklärt (Rákosy, 2001). Im südlichen Abschnitt befindet sich die Cheile Turzii Höhle (Ayyildiz, 2013).

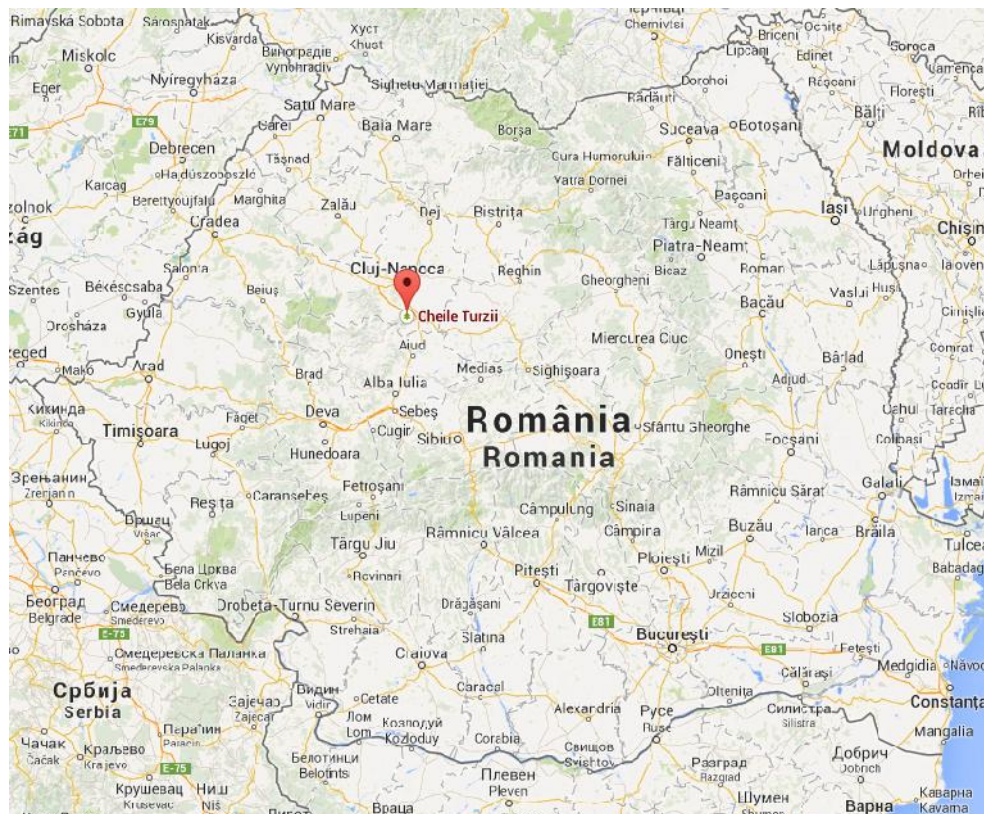


Abbildung 23: Karte von Rumänien, das rote Symbol markiert die Lage der Cheile Turzii Höhle (Google Maps, Bearbeitung durch Streit)

Das Material stammt aus der Kleinsäugerschicht der Höhle, wo neben der Gruppe der Chiroptera noch Material von Vertretern der Arvicoliden und Soriciden gefunden wurden (Ayyildiz, 2013).

„Die Grabungen wurden von Gheorghe Lazarovici, Direktor des „Museul de istorie al Transilvaniei“ in Cluj-Napoca, durchgeführt. Die erste Grabungskampagne erfolgte 1995, die zweite und längere zwischen 2003 und 2010. Dabei wurden 70 Quadranten zu je 1x1m ergraben. Die Quadranten sind in der X-Achse mit Buchstaben und in der Y-Achse mit Zahlen versehen. Vom Liegenden ins Hängende konnten vier Schichtenpakete unterschieden werden (1a, 1b, 2a, 2b), die ihrerseits nochmal zu gliedern waren (1a1, 1a2, 1b1, 1b2, 2a1, 2a2, 2a3, 2b1, 2b2, 2b3 und 2b4).“ (Ayyildiz, 2013) (Abb. 24).

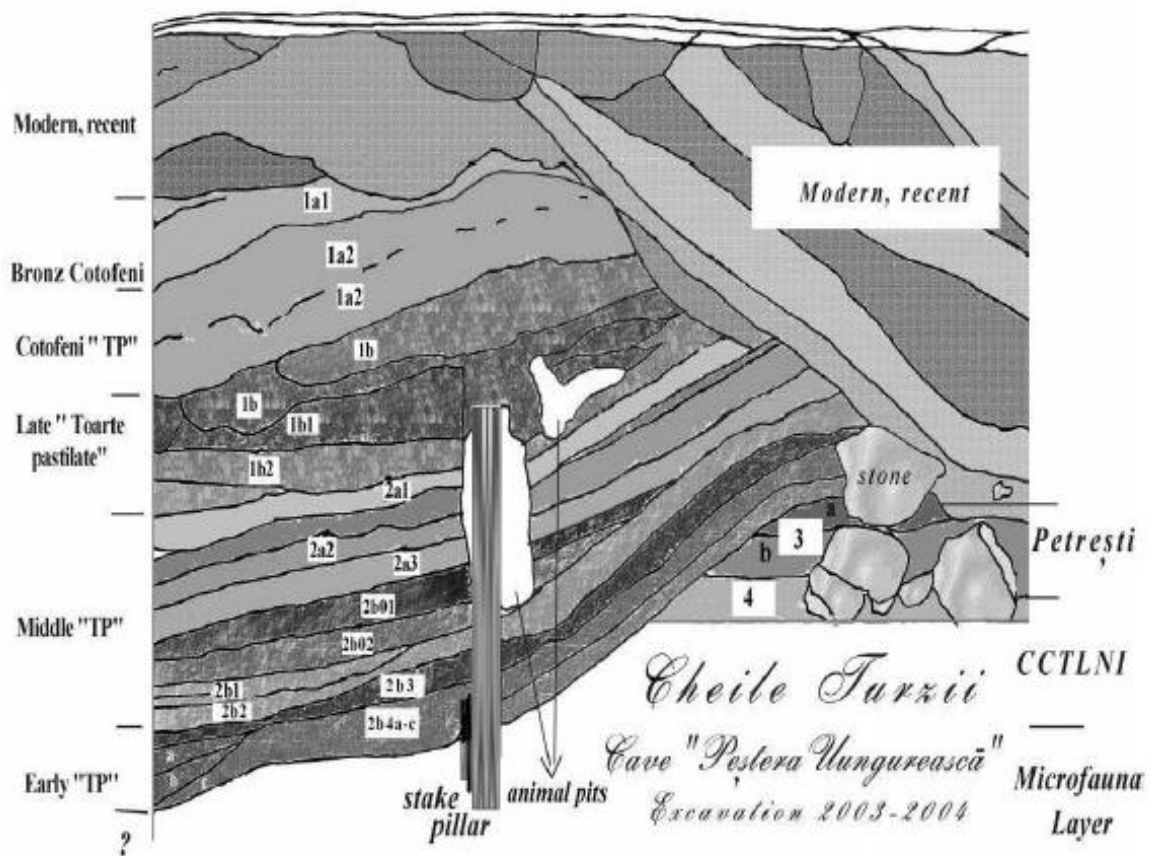


Abbildung 24: Sedimentlagen der Cheile Turzii Höhle, von Lazarovici zur Verfügung gestellt.

6. Material und Methode

6.1. Material Cheile Turzii Höhle

Das Knochenmaterial von Niveau 2a, 2a3 und 2b wurde mittels ¹⁴C-Datierung in Groningen auf ein Alter von ca. 4200 bis 3800 a BC (= before Christ) datiert. Das Material aus diesen Schichten stammt daher aus dem Übergang vom jüngeren Neolithikum zur Bronzezeit. Die oberen Schichten reichen bis ins Holozän (Ayyildiz, 2013). Aufgrund der durchgeführten Bestimmung wird angenommen, dass sich vor allem Vertreter der Arten *Miniopterus schreibersii*, *Rhinolophus hipposideros*, *Myotis myotis*, *Myotis blythii oxygnathus*, *Nyctalus noctulas* und *Nyctalus leisleri* in der Cheile Turzii Höhle aufgehalten haben. Die Art *Nyctalus noctula* wurde bereits in der Diplomarbeit von Kerstin Bernecker (2013) behandelt und wird deshalb im Rahmen dieser Arbeit nicht bearbeitet.

Es wurden insgesamt 320 Unterkiefer bzw. Unterkieferfragmente und 59 Oberkiefer bzw. Oberkieferfragmente untersucht.

6.2. Material Naturhistorisches Museum

Um das Material aus der Cheile Turzii Höhle mit rezenten Vertretern der Chiroptera vergleichen zu können, wurden je zehn Unter- und zehn Oberkiefer der Arten *Miniopterus schreibersii*, *Rhinolophus hipposideros*, *Myotis myotis*, *Myotis blythii oxygnathus*, *Nyctalus leisleri* und *Nyctalus noctula* vermessen. Das Material wurde von der Säugetiersammlung des Naturhistorischen Museums Wien zur Verfügung gestellt. Diese stammen bis auf eine Ausnahme aus verschiedenen Orten Österreichs und wurden im Laufe des 20. Jahrhunderts gefunden (Fundorte und -zeit sind im Anhang in der Auflistung der Daten angegeben). Das älteste Objekt, welches im Jahr 1906 gefunden wurde, ist ein *Nyctalus leiserli* Schädel aus Rumänien (Objektnummer 19594).

6.3. Methodik

Die Kieferknochen wurden zuerst auf Gattungsniveau bestimmt und danach nach Rabeder (1972) vermessen (Abb. 25). An den Unterkieferknochen wurde die Mandibellänge (C – D), die Coronoidhöhe (E – F) und die Mandibelhöhe (G – H) vermessen. Die Länge und Breite der Molaren 1 und 3 wurden bei Ober- und Unterkiefern vermessen.

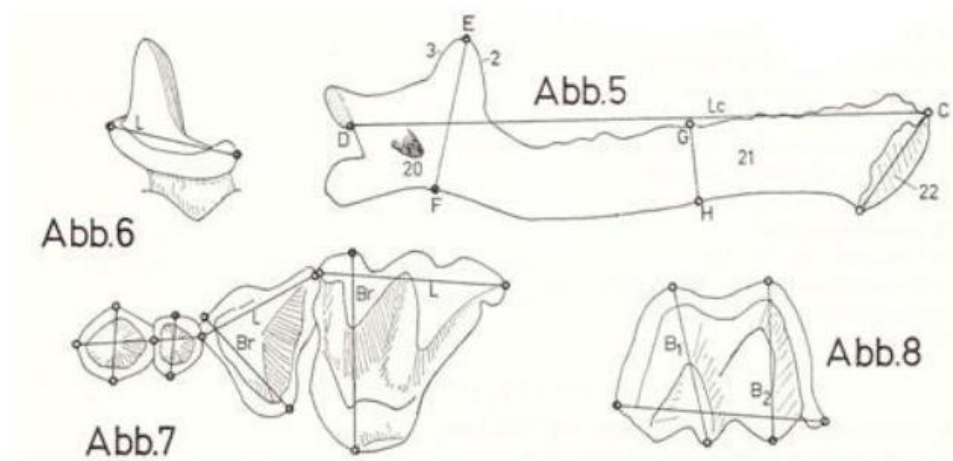


Abbildung 25: Messstrecken am Unterkiefer und Zähnen der Chiroptera (Rabeder 1972:383)

Die Messungen des Materials aus der Cheile Turzii Höhle wurden am Institut der Paläontologie der Universität Wien vorgenommen. Vermessen wurde mit einer digitalen Messvorrichtung von Mitutoyo (Abb. 26) und einem Binokular.



Abbildung 26: Digitale Messvorrichtung von Mitutoyo

Am Naturhistorischem Museum Wien wurde von jeder vermessenen Art ein Unter- und Oberkiefer fotografiert. Aufgenommen wurden die Bilder mit der Mikroskopkamera Leica Microsystem DFC490. Einstellungen sowie Einfügen des Maßstabes erfolgte mit dem Programm Leica Application Suite V3. Von den Unterkiefern wurde eine labiale, linguale und occlusale Ansicht und von den Oberkiefern nur eine occlusale Ansicht fotografiert.

7. Auswertung & Diskussion

Die Auswertung des Materials wurde in zwei Teile aufgeteilt, der erste behandelt die Gattungszusammensetzung und die Fundplätze des Materials innerhalb der Cheile Turzii Höhle und der zweite Teil vergleicht die verschiedenen Parameter der Kieferknochen mit denen vom rezenten Material aus der Sammlung des Naturhistorischen Museums, sowie die Gattungen untereinander. Im Folgenden wird das Material aus der Cheile Turzii Höhle als „subrezent“ bezeichnet um eine verständlichere Abgrenzung zwischen den beiden Materialgruppen zu erzielen.

7.1. Material Cheile Turzii Höhle

7.1.1. Objektliste

Es folgt eine Auflistung der untersuchten Objekte mit Angabe der Quadranten, in denen sie gefunden wurden und der Angabe um welche Art von Objekt es sich handelt. Unterkiefer sind mit UK und Oberkiefer mit OK abgekürzt.

Objektnummer	Quadrant	Art des Objekts
<u>C1 – 3:</u>	CT07, G7,1/2;	UK
<u>C4:</u>	CT07, G7,1/2;	Teil eines Schädels mit OK und 3 Einzelzähnen
<u>C7 – C10:</u>	CT06, F7;	UK
<u>C11:</u>	CT04, Δ6+1m	UK
<u>C12:</u>	CT04, E5, Δ1.05m	UK
<u>C13:</u>	CT04, E6,gr5	UK
<u>C14:</u>	CT04, E6, +1,1	UK
<u>C15 – 19:</u>	CT04, F6,2A	UK, zusätzlich ein UK mit nur einem Zahn
<u>C20:</u>	CT06, E6	UK
<u>C21:</u>	CT07, D6/2,1.8	UK
<u>C22 – 23:</u>	CT07, D6/2,1.8	OK, C 22 mit Teil des Schädels
<u>C24:</u>	CT06,F5,2A3	Teil eines Schädels mit OK
<u>C25:</u>	CT06,F5,2B2	UK
<u>C26 – 29:</u>	CT06,F5,2A1	UK

<u>C30:</u>	CT07,F5,2A3	Teil eines Schädels mit OK
<u>C31:</u>	CT07,F5,2B1a	UK + Teil eines Schädels
<u>C32 – 34:</u>	CT07,F5,2B1	UK, zusätzlich 2 Einzelzähne
<u>C35 – 36:</u>	CT07,2B,1.2	UK
<u>C37 – 43:</u>	CT07, 1.2	UK
<u>C44:</u>	CT07,E6/3,2.1-2.2	UK
<u>C45:</u>	CT07,E6/1,1.9-2.05	UK
<u>C46:</u>	CT07,E6,1.6-1.8	Teil eines Schädels mit OK
<u>C47 – 50:</u>	CT07,E6,1.6-1.8	UK
<u>C51 – 52:</u>	CT07,E/1,2.05-2.15,G7	UK
<u>C53:</u>	CT06,G6,3	UK
<u>C54 – 57:</u>	CT06,G6,2A	UK
<u>C 58 – 62:</u>	CT06,G6-G7	UK
<u>C 63:</u>	CT06,F6,1.2	UK
<u>C64:</u>	CT06,F6,2A3	UK
<u>C65:</u>	CT06,F6-G6	UK
<u>C66:</u>	CT06,G6,Gr.5	UK
<u>C67:</u>	CT06,F6,1.1	UK
<u>C68:</u>	CT06,F6,1.1	Teil eines Schädels mit OK
<u>C69 -72:</u>	CT06,F6-G6	UK
<u>C73 – 75:</u>	CT06,F6-G6	UK
<u>C76 – 77:</u>	CT06,G5,1.2	UK
<u>C78:</u>	CT06,G5,2A	UK
<u>C79 – 85:</u>	CT06,G5,2A1	UK
<u>C86 – 94:</u>	CT06,G5,1.2	UK
<u>C95 – 97:</u>	CT6,G5,2A2	UK
<u>C98:</u>	CT07,F6,1.5-1.7,2B-2B1	Teil eines Schädels mit OK
<u>C99 – 102:</u>	CT07,F6,1.5-1.7,2B-2B1	UK
<u>C103:</u>	CT07,F6, A3	Teil eines Schädels mit OK
<u>C104 – 110:</u>	CT07,F6, A3	UK
<u>C111:</u>	CT07,F6,2B	UK

<u>C112:</u>	CT07,F6,2A2	Teil eines Schädels mit OK
<u>C113 – 114:</u>	CT07,F6,2A2	UK
<u>C115- 116:</u>	CT07,F6/F7,A3	UK
<u>C117-118:</u>	CT07,F6/F7,2B1	UK
<u>C119-121:</u>	CT07,F6/F7,2B1	Teile von Schädeln mit OK + 1 Einzelzahn
<u>C122:</u>	CT07,F7,-30, ½	UK
<u>C123-126:</u>	CT07,F7	UK
<u>C127 – 132:</u>	CT07,G5	UK
<u>C133:</u>	CT07,G5	Teil eines Schädels mit OK
<u>C134-136:</u>	CT07,G5,2B1	Teile von Schädeln mit OK
<u>C137:</u>	CT07,G5,2B1	UK
<u>C138-141:</u>	CT07,G5,2B	Teile von Schädeln mit OK
<u>C142 -143:</u>	CT07,G5,2B	UK
<u>C144:</u>	CT07,G5,1.5,A	UK
<u>C145:</u>	CT07,G5,1.5,A	Teil eines Schädels mit OK
<u>C146-150:</u>	CT07,G5,± 10	UK
<u>C151-152:</u>	CT07,G5,± 10	Teil eines Schädeln mit OK
<u>C153 – 162:</u>	CT07,G5,0.2-0.3,2A7	UK
<u>C163 – 168:</u>	CT07,G5,0.2-0.3,2A7	Teile von Schädeln mit OK
<u>C169 – 174:</u>	CT07,G5,2A1	UK
<u>C175 – 178:</u>	CT07,G5,2A1	Teile von Schädeln mit OK
<u>C179 – 204:</u>	CT07,G5,2A2	UK
<u>C205-206:</u>	CT07,G5,2A3	Teile von Schädeln mit OK
<u>C207-219:</u>	CT07,G5,2A3	UK
<u>C220-248:</u>	CT07,G6	UK
<u>C249 – 253:</u>	CT07,G6	Teile von Schädeln mit OK, + 1 Einzelzahn
<u>C254 – 259:</u>	CT07,G6,±0.10,1.2	UK
<u>C260 – 262:</u>	CT07,G6,±0.10,1.2	Teile von Schädeln mit OK + 3 UK ohne Zähne
<u>C263 -269:</u>	CT07,G6,2B1	UK
<u>C270 – 271:</u>	CT07,G6,2B1	Teile von Schädeln mit OK + 1 Einzelzahn

<u>C272 – 284:</u>	CT07,G6,2A1	UK
<u>C285:</u>	CT07,G6,0.2-0.3,2A2	UK
<u>C286 – 290:</u>	CT07,G6,2A1	UK
<u>C291 – 302:</u>	CT07,G6,2A1	Teile von Schädeln mit OK
<u>C303:</u>	CT07,G6,0.1-0.2,2A1	Teil eines Schädels mit OK + 1 Einzelzahn
<u>C304 – 307:</u>	CT07,G6,0.1-0.2,2A1	UK
<u>C308 – 318:</u>	CT07,G6,1.2,2A1	UK
<u>C319 -321:</u>	CT07,G6,1.2,2A1	Teile von Schädeln mit OK + 1 Einzelzahn
<u>C322 -326:</u>	CT07,G6,0.2-0.3,2A2	UK
<u>C327 – 329:</u>	CT07,G6,2A2	UK
<u>C330 – 331:</u>	CT07,G6,2A2	Teile von Schädeln mit OK
<u>C332 – 346:</u>	CT07,G6,2A3	Teile von Schädeln mit OK + 1 Unterkiefer ohne Zähne, 3 Schädelteile mit 1 Zahn
und 3		Einzelzähne
<u>C347 – 384:</u>	CT07,G6,2A3	UK
<u>C385-386:</u>	CT07,G6,2A3	UK
<u>C387 – 392:</u>	CT07,G6.1,2A2-2B	UK
<u>C393 -423:</u>	CT07,G6.1,2A3-2B	UK
<u>C424 – 435:</u>	CT07,G6.1,2A3-2B	Teile von Schädeln mit OK + 6 Einzelzähne, 1 UK ohne Zähne und 1 UK mit 1 Zahn

Eine Auswertung wie sich das gesamte Material auf die Quadranten aufteilt und das Verhältnis der Unter- zu Oberkiefer findet sich in der Diplomarbeit von Kerstin Bernecker (2013).

7.1.2. Analyse der Gattungszusammensetzung

Tabelle 1 zeigt die Anzahl der Unter- und Oberkiefer, sowie deren Summe pro Gattung und den Prozentsatz zur Gesamtanzahl. Insgesamt wurden 320 Unterkiefer bestimmt und vermessen, sowie 59 Oberkiefer.

Tabelle 1: Unter- und Oberkiefer nach Gattungen geordnet

Art	UK	UK [%]	OK	OK [%]	OK + UK	OK + UK [%]
<i>Rhinolophus</i>	27	8%	1	2%	28	7%
<i>Miniopterus</i>	29	9%	1	2%	30	8%
<i>Nyctalus</i>	120	38%	36	61%	156	41%
<i>Myotis</i>	144	45%	21	35%	165	44%
Gesamt	320	100%	59	100%	379	10%

Wie man anhand der Tabelle 1 erkennen kann, besteht das Material überwiegend aus Unterkiefern, nämlich zu 84 %.

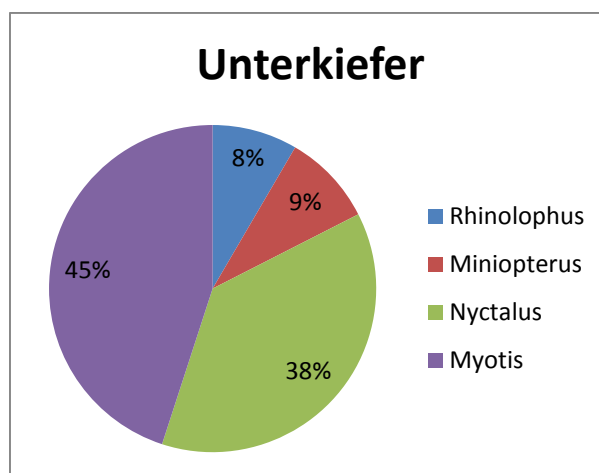


Abbildung 27: Gattungszusammensetzung der Chiroptera Unterkiefern des Cheile Turzi Materials

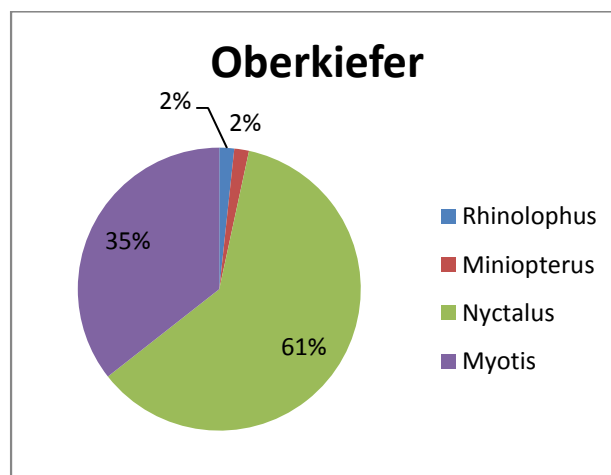


Abbildung 28: Gattungszusammensetzung der Chiroptera Oberkiefern des Cheile Turzi Materials

Die Abbildungen 27 - 29 stellen die Daten aus Tabelle 1 graphisch dar und zeigen somit die Artzusammensetzung des Materials. Betrachtet man ausschließlich die Unterkiefer (Abb. 27), zeigt sich deutlich, dass die Gattungen *Myotis* und *Nyctalus* fast vier Mal so oft vertreten sind, wie die Gattungen *Rhinolophus* und *Miniopterus*. Ein ähnliches Bild zeigt sich auch bei den Oberkiefern (Abb. 28), wobei hier die Anzahl der Gattungen *Rhinolophus* und *Miniopterus* noch weniger Anteil des Materials ausmacht. Außerdem nimmt die Gattung *Nyctalus* hier über 60 % des Materials ein.

Im gesamten Material (Abb. 29) schlagen aufgrund der geringen Anzahl an Oberkiefern natürlich vorwiegend die Anzahl der Unterkiefer im Gesamtverhältnis aus. Wodurch sich ein ähnliches Bild wie in Abbildung 27 zeigt.

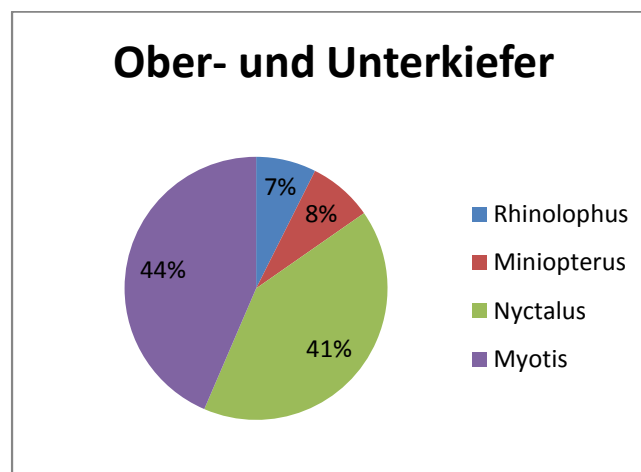


Abbildung 29: Gattungszusammensetzung beim gesamten Material aus der Cheile Turzii Höhle

7.1.3. Analyse nach Quadranten

Das Material wurde in verschiedenen Quadranten der Höhle geborgen (siehe Kapitel 6). Tabelle 2 zeigt die Anzahl der Objekte (Unter- und Oberkiefer) nach den Quadranten, in denen sie gefunden wurde, geordnet und zeigt den Prozentsatz an, wieviel des Gesamtmaterials in diesem Quadranten gefunden wurden. Eine graphische Darstellung davon findet sich in Abbildung 30.

Tabelle 2: Anzahl der Objekte nach Quadranten geordnet. (oA. = ohne Angabe).

	<i>Rhinolophus</i>	<i>Miniopterus</i>	<i>Nyctalus</i>	<i>Myotis</i>	gesamt	Prozent
D6/2	0	0	0	1	1	0,26
E6	0	0	0	7	7	1,85
E6/1	0	0	1	0	1	0,26

E6/3	0	0	0	0	0	0,00
F5	0	1	5	4	10	2,64
F6	4	0	6	13	23	6,07
F6/F7	0	1	5	2	8	2,11
F6-G6	0	0	5	0	5	1,32
F7	1	1	3	7	12	3,17
G5	3	6	49	46	104	27,44
G6	16	20	45	73	154	40,63
G6.1	0	0	33	6	39	10,29
G6-G7	0	0	1	0	1	0,26
G7	3	0	2	1	6	1,58
oA	1	1	1	5	8	2,11
Summe	28	30	156	165	379	100

In Abbildung 30 kann man erkennen, dass der Großteil des Materials in den Quadranten G5 und G6 gefunden wurde, circa 68% des Materials. Diese Dominanz ist nicht nur im Gesamtmaterial zu sehen, sondern auch bei jeder einzelnen Gattung. Von allen Gattungen wurden mindestens 60 % des Materials in einem dieser zwei Quadranten gefunden. Noch höher wäre dieser Prozentsatz, wenn man G6.1, mit der drittgrößten Anzahl an Funden, nicht als eigene Kategorie anführen würde.

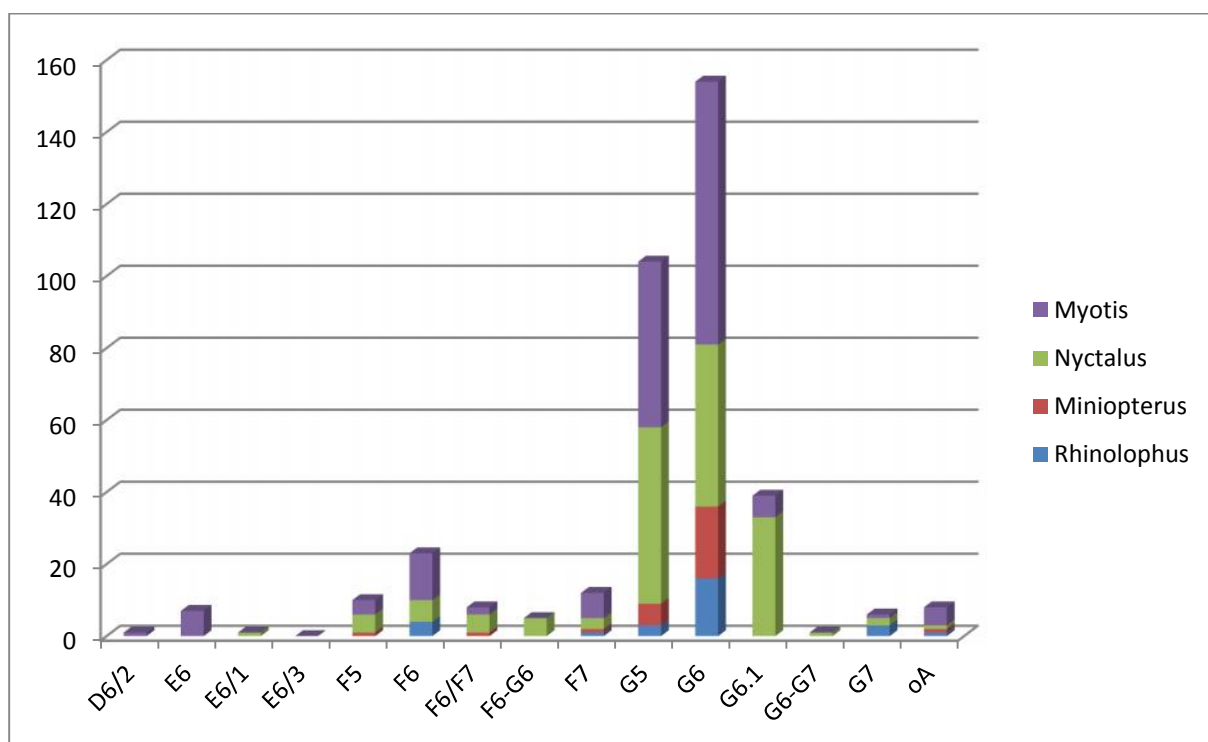


Abbildung 30: Anzahl der Chiroptera-Funde aus der Cheile Turzii pro Quadrant unter Berücksichtigung der Gattungen.

7.1.4. Analyse nach Bodenschichten

Die Höhle wurde nicht nur an der Oberfläche in Quadranten eingeteilt, sondern es wurden auch in Schichten gegraben und diese mit Buchstaben gekennzeichnet (siehe Kapitel 6.). Es folgt die Analyse nach den Schichten, in der selben Weise wie zuvor nach den Quadranten (Tab. 3 und Abb. 31). Die Funde ohne Schichttiefenangaben wurden hierbei nicht berücksichtigt.

Die Schichten mit der größten Anzahl an Funden sind 2A1 und 2A3, in Abb. 31 als bronzezeitlich eingetragen. Auch hier wurden die Gattungen mit annähernd gleichen Anteilen in den einzelnen Schichten gefunden.

Tabelle 3: Anzahl der Objekte nach Schichten geordnet.

	<i>Rhinolophus</i>	<i>Miniopterus</i>	<i>Nyctalus</i>	<i>Myotis</i>	Gesamt	Gesamt %
A	1	0	0	1	2	0,73%
2A	0	1	5	4	10	3,64%
2A1	3	4	27	26	60	21,82%
2A2	3	3	19	19	44	16,00%
2A2-2B	2	2	25	5	34	12,36%
2A3	5	6	21	31	63	22,91%
2A3-2B	1	1	8	1	11	4,00%
2A3-2B0	0	0	0	0	0	0,00%
2A7	1	0	4	9	14	5,09%
2B	0	0	2	2	4	1,45%
2B1	0	4	11	6	21	7,64%
2B1a	0	0	1	0	1	0,36%
2B2	0	0	1	0	1	0,36%
2B-2B1	2	0	0	2	4	1,45%
A3	1	0	3	2	6	2,18%
	19	21	127	108	275	100,00%

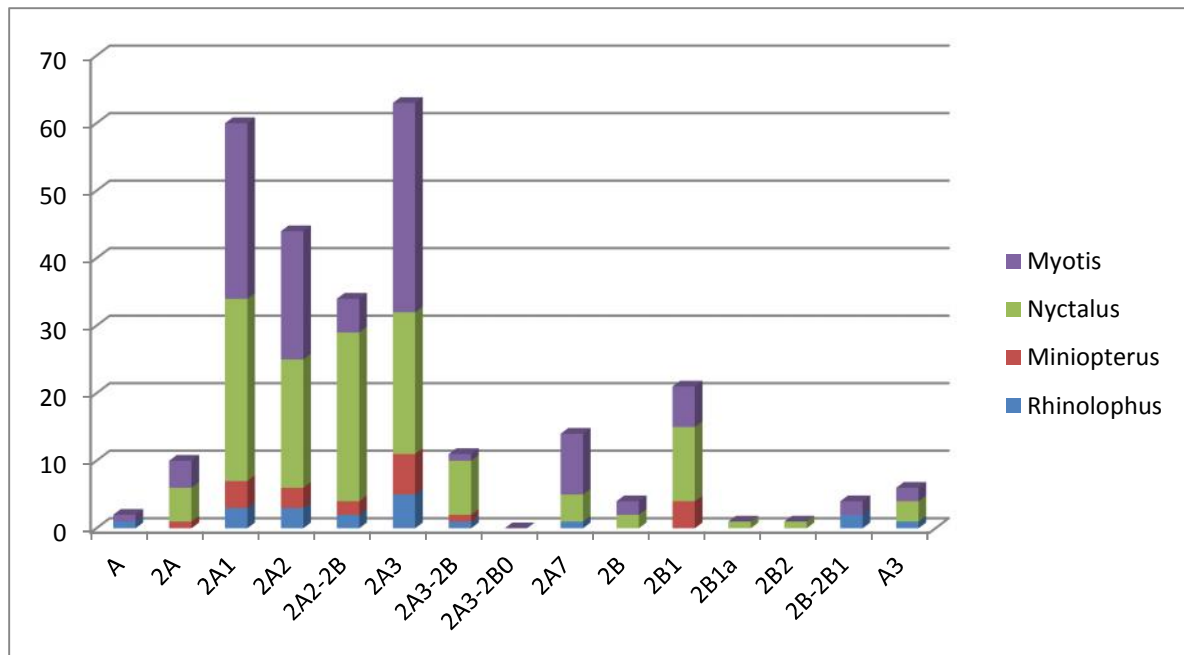


Abbildung 31: Anzahl der Chiroptera-Funde aus der Cheile Turzii nach Schicht und Gattungen.

7.2. Vergleich der Objekte aus der Cheile Turzii Höhle und dem Naturhistorischem Museum Wien

Im folgenden Teil werden die Funde aus der Cheile Turzi Höhle mit den untersuchten und vermessenen Stücken aus dem Naturhistorischen Museum Wien (NHM Wien) verglichen. Die dabei untersuchten Größen sind die Mandibellänge (ML), die Mandibelhöhe (MH), die Höhe des Coronoidfortsatzes (CH) und die Länge (L) und Breite (B) der Molaren 1 und 3 (M1 bzw. M3). Die Abkürzung „m“ wird für die Molaren des Unterkiefers, die Abkürzung „M“ für die des Oberkiefers verwendet. Die Angaben zur Messung finden sich in Kapitel 6. Material und Methode.

Während von *Rhinolophus* und *Miniopterus* nur eine Art in dem subrezentem Material gefunden wurde, nämlich *Rhinolophus hipposideros* und *Miniopterus schreibersii*, kommen von *Myotis* und *Nyctalus* jeweils zwei Arten vor. Bei der Gattung *Nyctalus* sind dies *N. noctula* und *N. leisleri*. Da *N. noctula* wie bereits erwähnt in Kerstin Berneckers Diplomarbeit behandelt wird, taucht diese Art in der Auswertung nur auf um eine Abgrenzung zu *N. leisleri* zu verdeutlichen.

7.2.1. Gattung *Rhinolophus* (LACÉPÈDE, 1799)



Abbildung 32: Unterkiefer dext. von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), labial

Die wichtigsten Merkmale des Kiefers von *Rhinolophus hipposideros* (BECHSTEIN, 1800), sind wie folgt: unterschiedliche Größe der Prämolaren wobei P2 der kleinste und P3 der größte Prämolar ist. Außerdem fällt auf, dass die Strecke zwischen Kronfortsatz und Gelenkfortsatz (in Abb. 32 mit K und G gekennzeichnet) relativ lang ist und beide annähernd gleich hoch sind. Die Abbildungen 32 – 35 zeigen *Rhinolophus hipposideros* (NHM Wien 64816) aus der Sammlung des Naturhistorischen Museums.



Abbildung 33: Unterkiefer dext. von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), lingual



Abbildung 34: Unterkiefer dext. von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), occlusal



Abbildung 35: Oberkiefer von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), occlusal

Im Oberkiefer (Abb. 35) gibt es nur mehr zwei Prämolaren. Der dritte Molare ist im Gegensatz zu z.B. *Myotis*, kaum reduziert.

Tabelle 4 zeigt die Mittelwerte, Maxima und Minima der Mandibellängen, Mandibelhöhen und Coronoidhöhen der Objekte der Gattung *Rhinolophus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien. Die drei Diagramme (Abb. 36 - 38) zeigen die Daten der oben erwähnten Parameter von beiden Materialgruppen.

Bei Vergleich der Mittelwert (Tab. 4) fällt auf, dass bei allen drei Parametern die subrezentente Objekte größer sind, als die rezenten. Dies wird noch deutlicher sobald man sich die Diagramme (Abb. 36 -38)) ansieht. Hier und auch bei den Minima in Tabelle 4, sticht vor allem ein subrezentente Objekt mit einer deutlich kürzeren Mandibellänge hervor. Dabei handelt es sich um das Objekt c382, welches auch bei dem Diagramm vom Unterkiefer des m3 deutlich zu sehen sein wird.

Tabelle 4: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Rhinolophus hipposideros* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Rhinolophus</i>	NHM Wien			Cheile Turzii		
	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]
Mittelwert	9,24	0,94	1,73	10,84	1,56	2,60
Minimum	8,85	0,85	1,45	7,53	1,07	2,10
Maximum	9,58	1,10	2,07	11,78	1,89	3,15

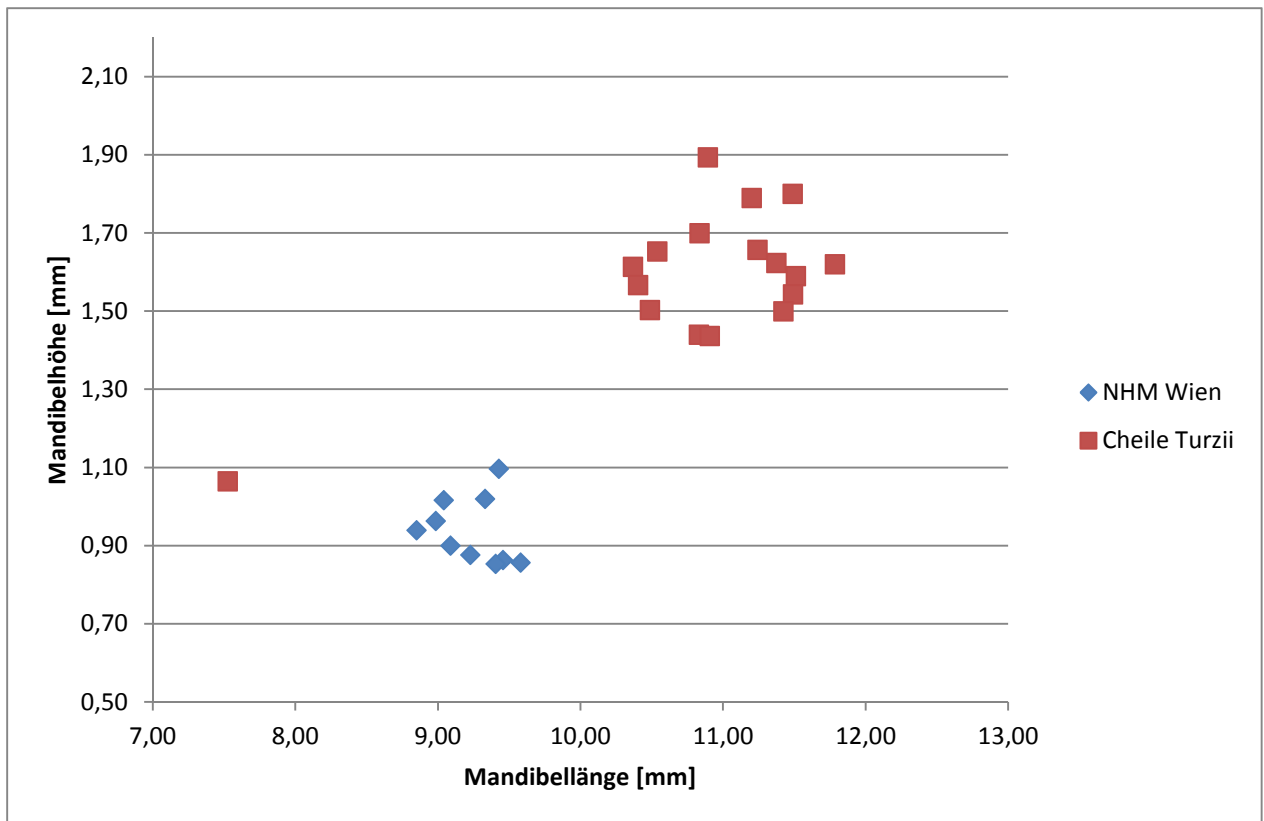


Abbildung 36: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe von *Rhinolophus hipposideros*

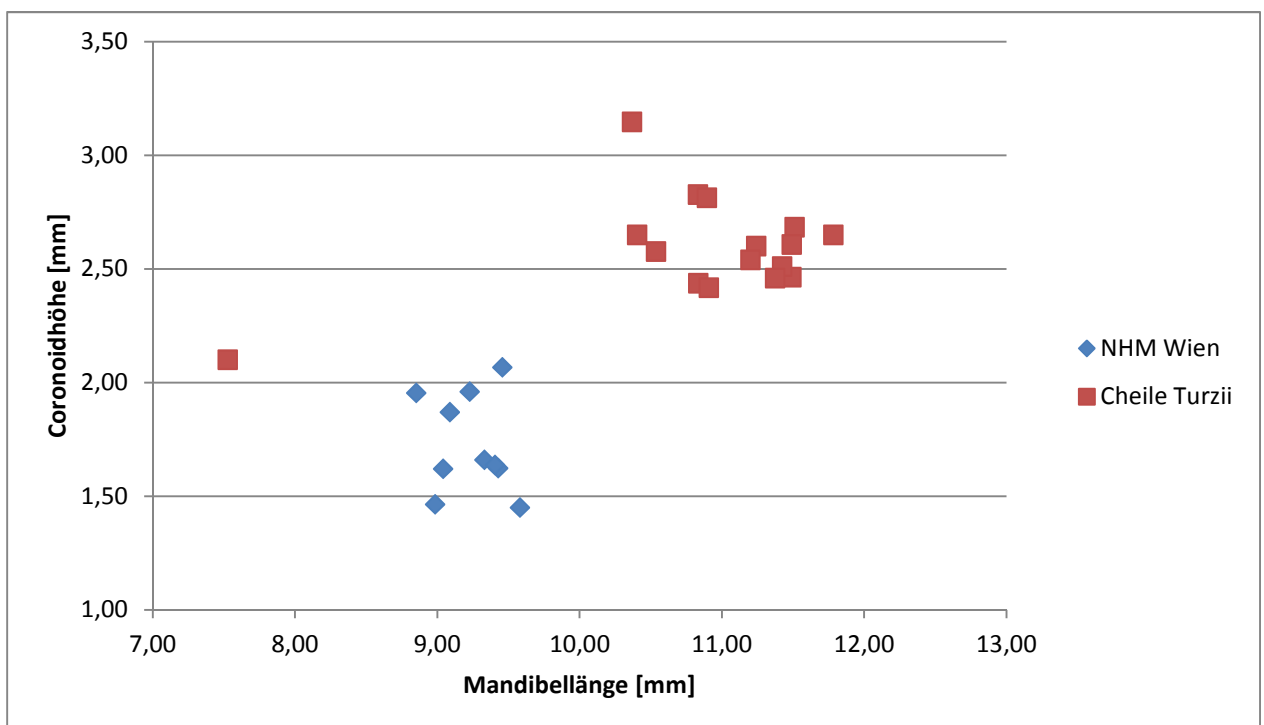


Abbildung 37: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe von *Rhinolophus hipposideros*

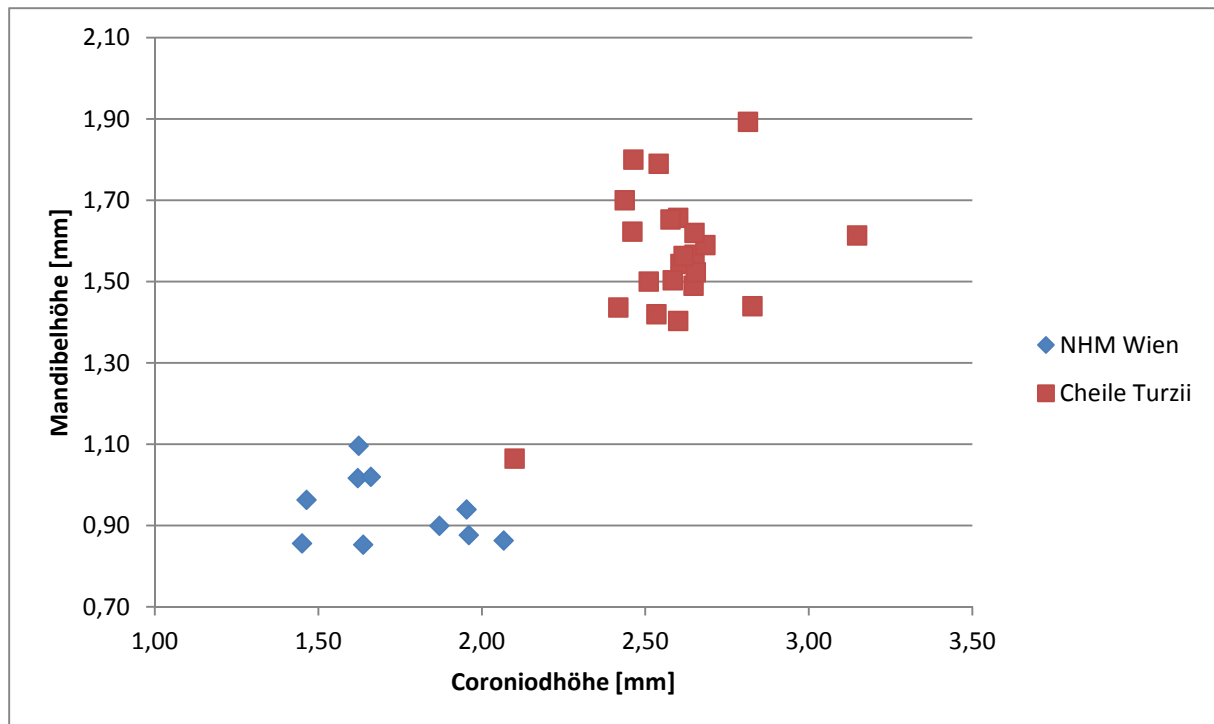


Abbildung 38: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Coronoidhöhe und Mandibelhöhe von *Rhinolophus hipposideros*

Tabelle 5 zeigt nun die Werte der Längen und Breiten der ersten Molaren des Unter- und Oberkiefers. Da bei den subrezentem Oberkiefen nur ein Objekt vorhanden ist, wurden die Werte dieses einen Objekts als Mittelwerte eingetragen. Das Objekt c382 ist in dem Diagramm des m1 (Abb. 39) nicht zu sehen, da das Objekt keinen vorhandenen M1 aufweist. Wie bereits vorher bemerkt, fällt auch bei den Diagrammen zu M1, sowohl beim Ober- als auch beim Unterkiefer, auf, dass die subrezentem Objekte zumindest eine größere Länge der M1 haben, und zum Teil auch eine größere Breite. Der Vergleich zum M1 des Oberkiefers ist jedoch nicht aussagekräftig, da nur ein Objekt auf Seite der subrezentem vorhanden ist. Vergleicht man die M1 des Unter- und Oberkiefers, fällt auf, dass der M1 im Oberkiefer des subrezentem Objektes größer, sowohl in der Länge, als auch in der Breite, als die M1 des Unterkiefers ist. Bei den rezenten Objekten ist zwar die Breite im Oberkiefer im Mittelwert höher, jedoch die Länge niedriger.

Tabelle 5: Länge und Breite von M1 von Unter- und Oberkiefer von *Rhinolophus hipposideros* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Rhinolophus</i>	UK NHM Wien		UK Cheile Turzii		OK NHM Wien		OK Cheile Turzii	
	m1 L [mm]	m1 B [mm]	m1 L [mm]	m1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]
Mittelwert	1,36	0,84	1,63	1,03	1,32	1,11	2,05	1,48
Minimum	1,21	0,80	1,58	0,55	1,16	0,66		
Maximum	1,44	0,94	1,70	1,32	1,89	1,55		

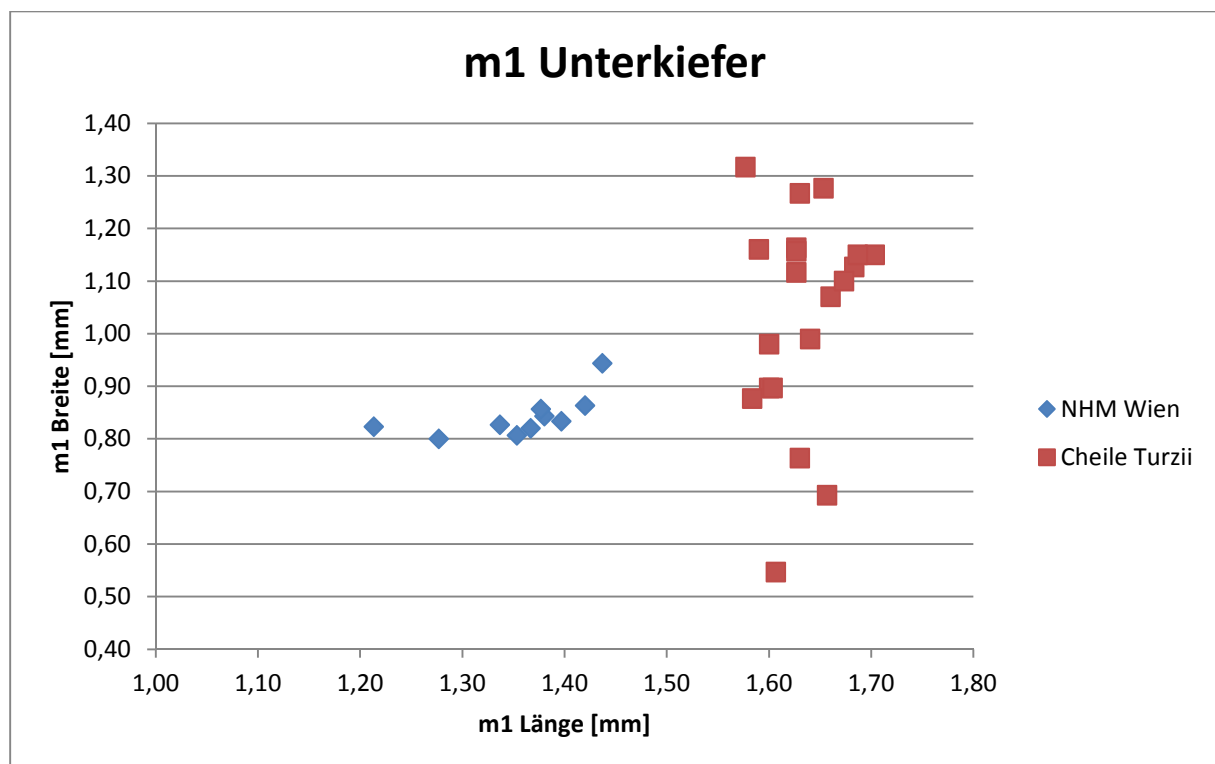


Abbildung 39: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

In *Rhinolophus* aus der Cheile Turzii wurde kein M3 gefunden, aber im Sinne der Vollständigkeit werden die rezenten Objekte dargestellt (Abb. 41). Die Mittelwerte, Maxima und Minima der M3 des Oberkiefers werden in Tabelle 6 gezeigt. In Abbildung 41 sieht man den Datenpunkt von c382, links unten. Die Punktwolken der rezenten und subrezent Objekte, die in den vorherigen Diagrammen bis auf c382 deutlich von einander getrennt waren, sind hier näher beieinander. Ein subrezipenter Datenpunkt befindet sich sogar direkt über der Punktwolke der rezenten Objekte. Trotzdem ist deutlich zu sehen, dass die

subrezentente Objekte in der Regel eine größere m3 Länge aufweisen. Ein Unterschied in der Breite von m3 ist jedoch nicht erkennbar.

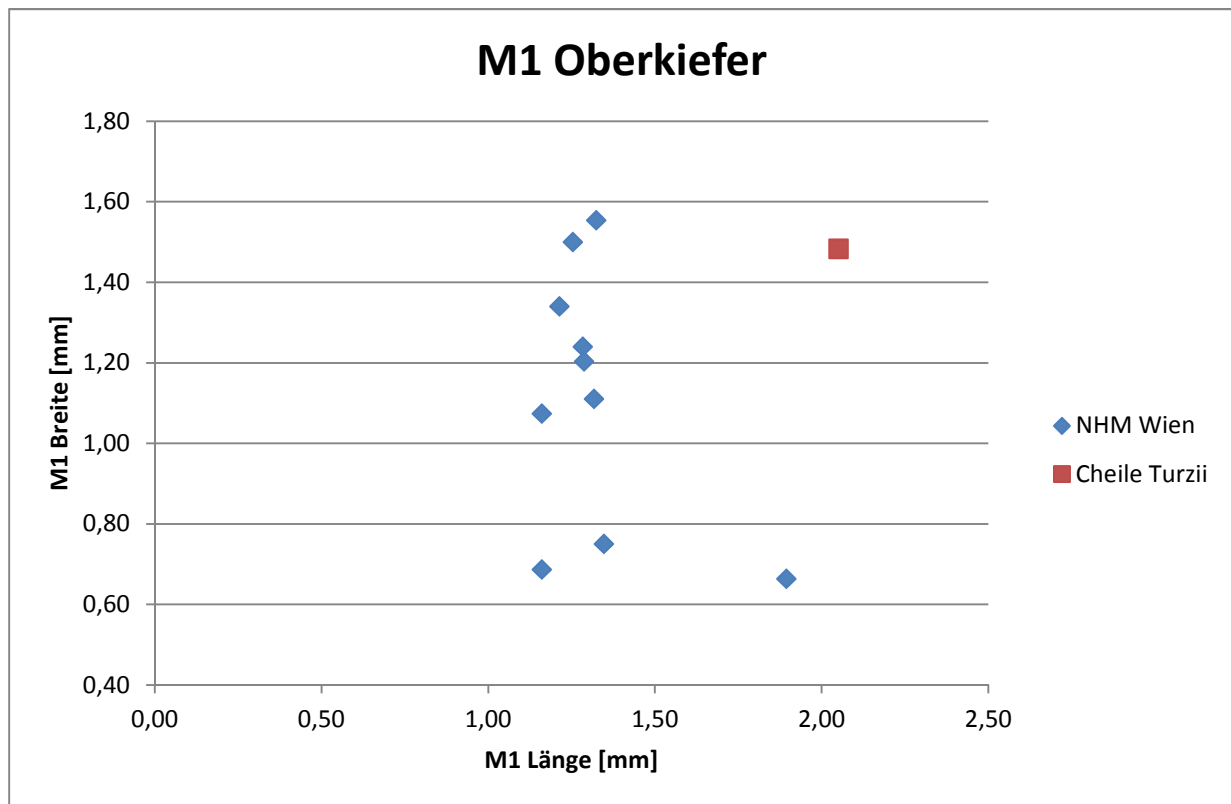


Abbildung 40: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

Vergleicht man Unter- und Oberkiefer der rezenten Objekte, kann man sagen, dass die M3 der Unterkiefer in der Länge grundsätzlich höhere Werte aufweisen, dafür in der Breite niedrigere.

Tabelle 6: Länge und Breite von M3 von Unter- und Oberkiefer von *Rhinolophus hipposideros* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Rhinolophus</i>	UK NHM Wien		UK Cheile Turzii		OK NHM Wien	
	m3 L [mm]	m3 B [mm]	m3 L [mm]	m3 B [mm]	M3 L [mm]	M3 B [mm]
Mittelwert	1,20	0,85	1,40	0,89	1,01	1,13
Minimum	1,08	0,79	1,04	0,53	0,89	0,92
Maximum	1,27	0,93	1,61	1,55	1,18	1,31

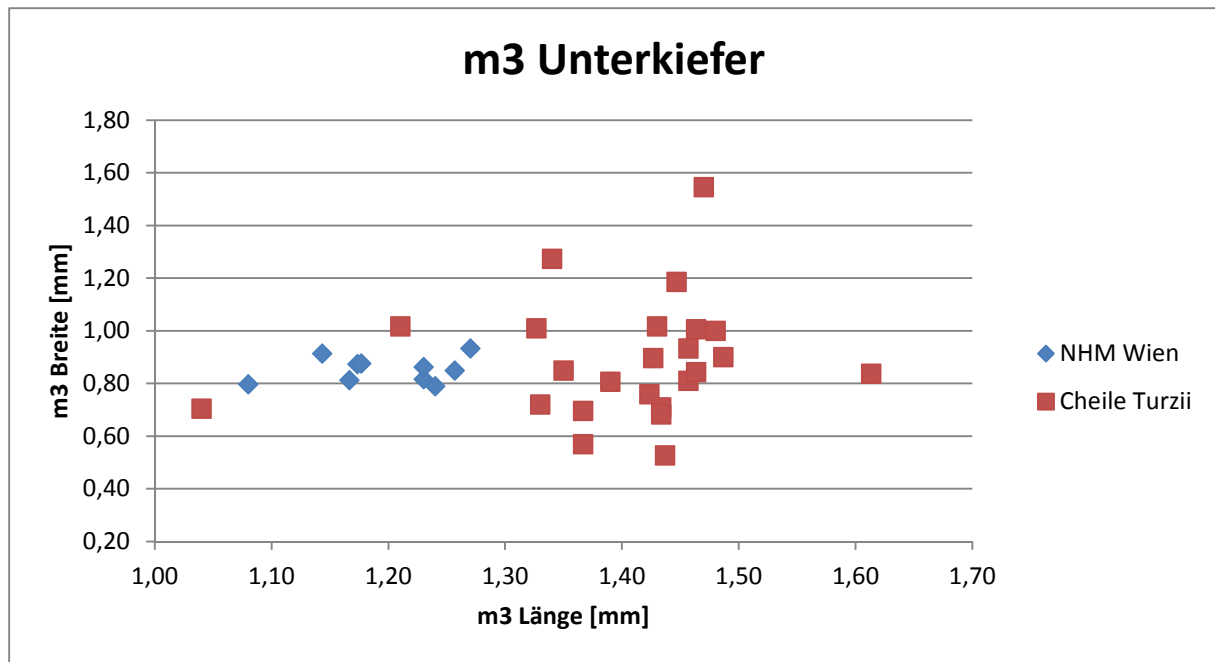


Abbildung 41: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des Unterkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

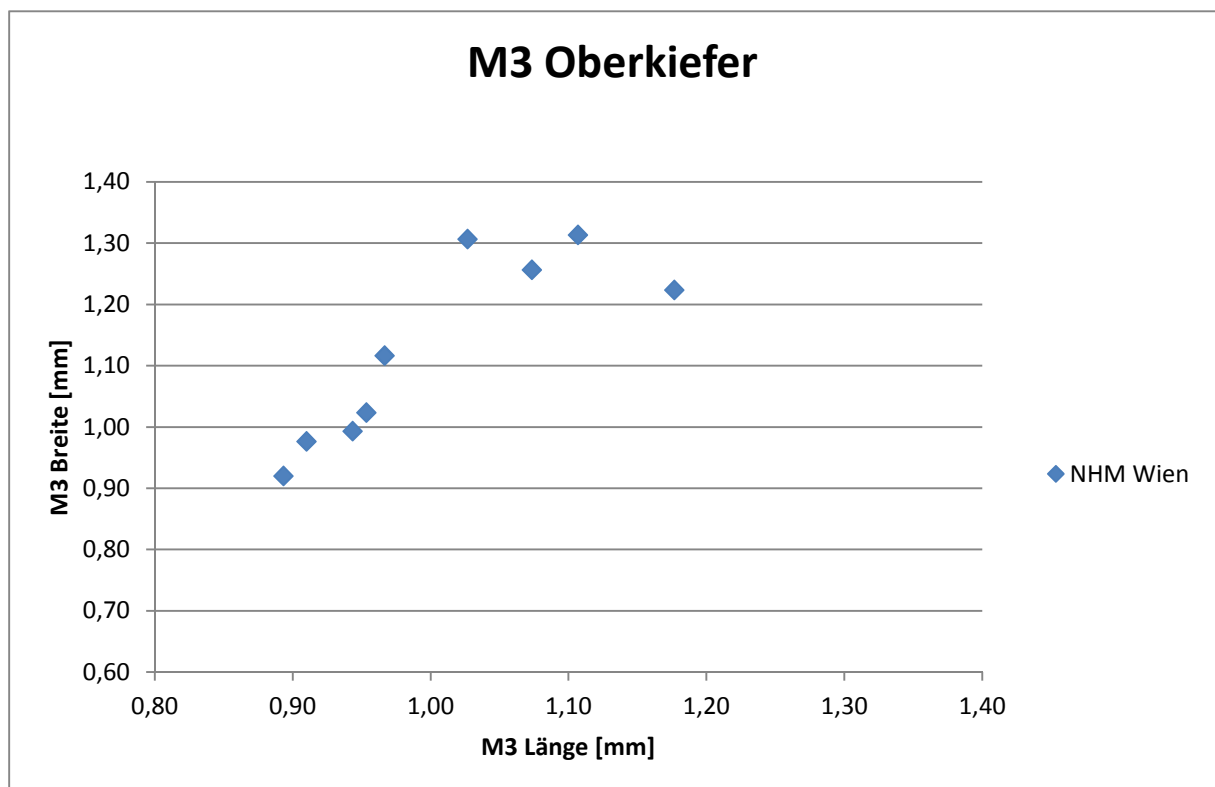


Abbildung 42: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M³ des Oberkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

7.2.2. Gattung *Miniopterus* (KUHL, 1817),



Abbildung 43: Unterkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016) lingual

In der Gattung *Miniopterus* kommt genauso wie bei *Rhinolophus* nur eine Art als ehemaliger Bewohner der Cheile Turzii Höhle in Frage, es handelt sich dabei um *Miniopterus schreibersii* (KUHL, 1817). Diese Art hat entweder 36 oder 38 Zähne. Unterschiedlich ist die Anwesenheit des 2. Prämolaren im Oberkiefer. In Abbildung 46 sieht man, dass es sich bei diesem Objekt um eines ohne 2. Prämolaren im Oberkiefer handelt. In Abbildung 43 und 44 erkennt man, dass die Prämolaren unterschiedlich hoch sind. Der m3 des Unterkiefers ist wesentlich kleiner als der m1, im Oberkiefer ist M3 deutlich reduziert und weist nicht, wie es z.B. bei *Rhinolophus* der Fall ist, die für die Molaren der Chiroptera typische W-Form auf. Wie auch bei der Gattung *Rhinolophus* sind Gelenks- und Kronfortsatz annähernd gleich hoch, jedoch ist die Strecke relativ gesehen kürzer.



Abbildung 44: Unterkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016), labial



Abbildung 45: Unterkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016), occlusal



Abbildung 46: Oberkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016), occlusal

Wie zuvor bei der Gattung *Rhinolophus* ist die Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe vermessen worden (Tab. 7). Auch weichen hier die Maxima und Minima weniger stark vom Mittelwert ab. Dieser Unterschied betrifft vor allem die subrezentten Objekte, was durch den Ausreißer zu erklären ist. Deutlich wird der geringe Unterschied zwischen den beiden Objektgruppen bei *Miniopterus* vor allem in den Abbildungen 47 - 49. Bei der rezenten Gruppe ist vor allem eine sehr geringe Streuung der Mandibelhöhe und Mandibellänge zu erkennen, während die subrezentten in der Mandibellänge deutlich mehr streuen. Bei der Coronoidhöhe ist die Streuung auf Seite der rezenten Objekte stärker. Generell weisen die rezenten Objekte eine größere Mandibellänge und Coronoidhöhe auf, jedoch eine geringere Mandibelhöhe.

Tabelle 7: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Miniopterus schreibersii* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Miniopterus</i>	NHM Wien			Cheile Turzii		
	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]
Mittelwert	10,79	1,16	2,36	10,38	1,47	2,10
Minimum	10,61	1,02	1,83	9,50	1,04	1,84
Maximum	11,01	1,37	2,79	10,86	1,72	2,68

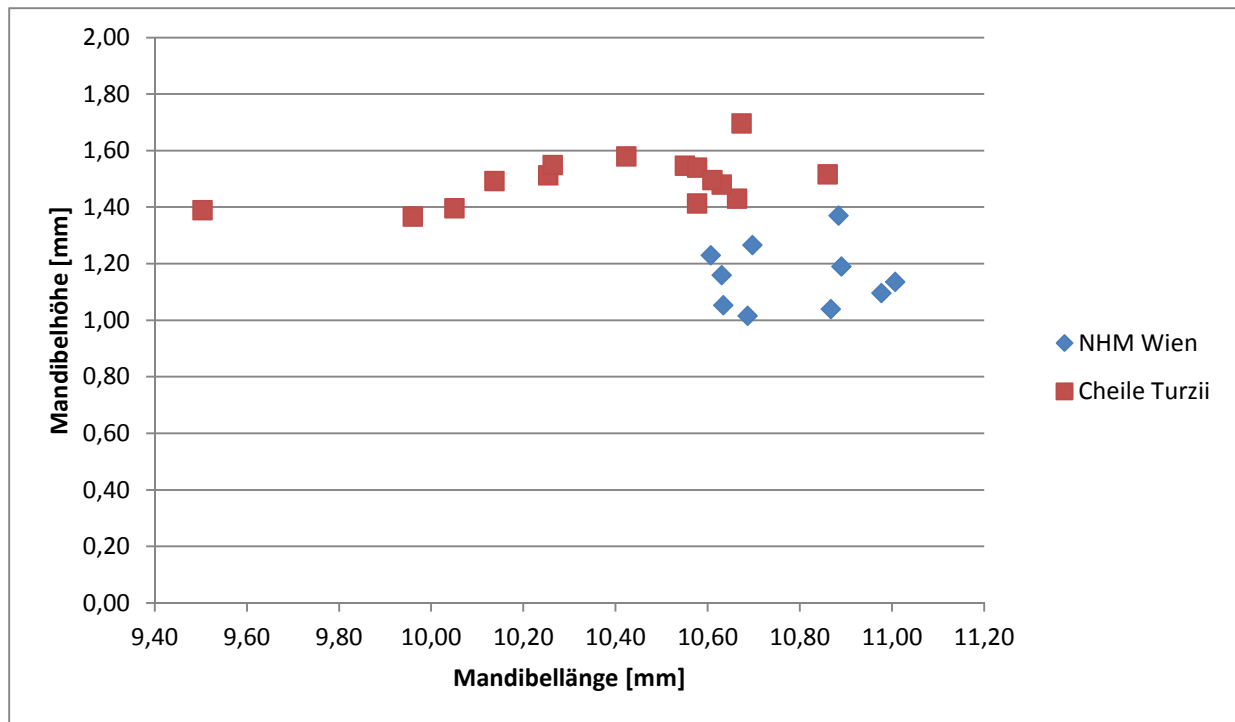


Abbildung 47: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe von *Miniopterus schreibersii*

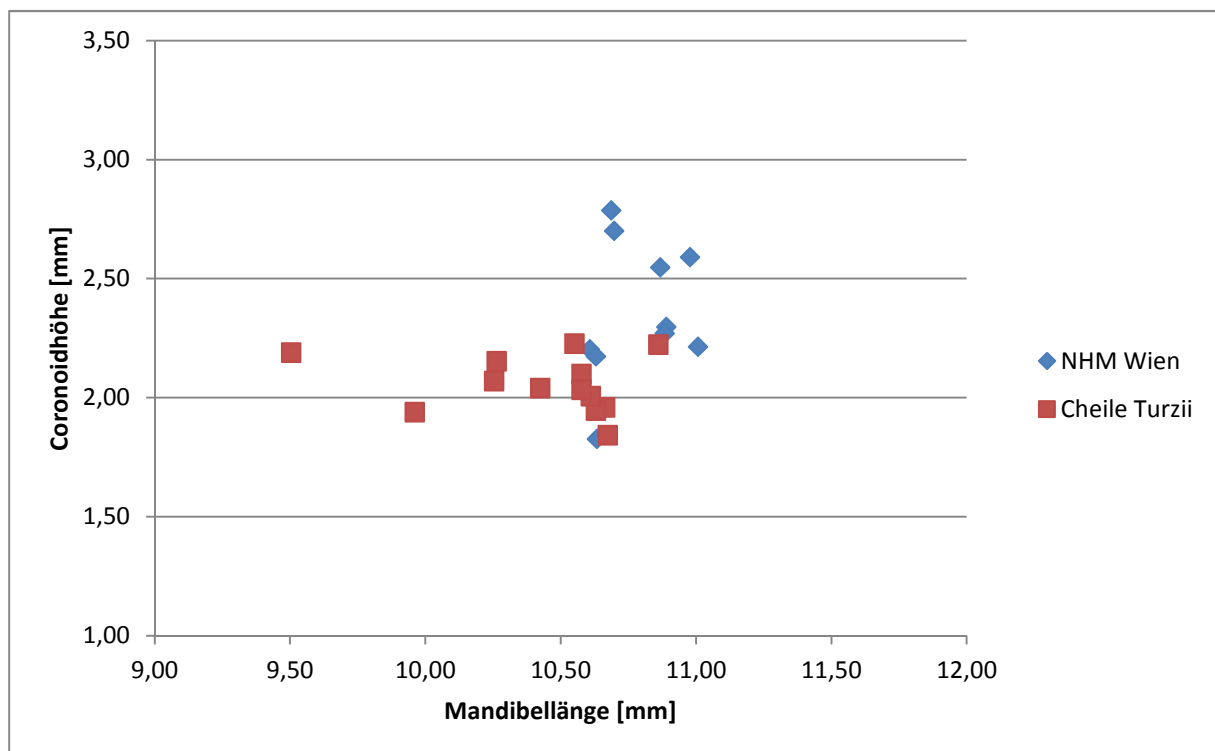


Abbildung 48: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe von *Miniopterus schreibersii*

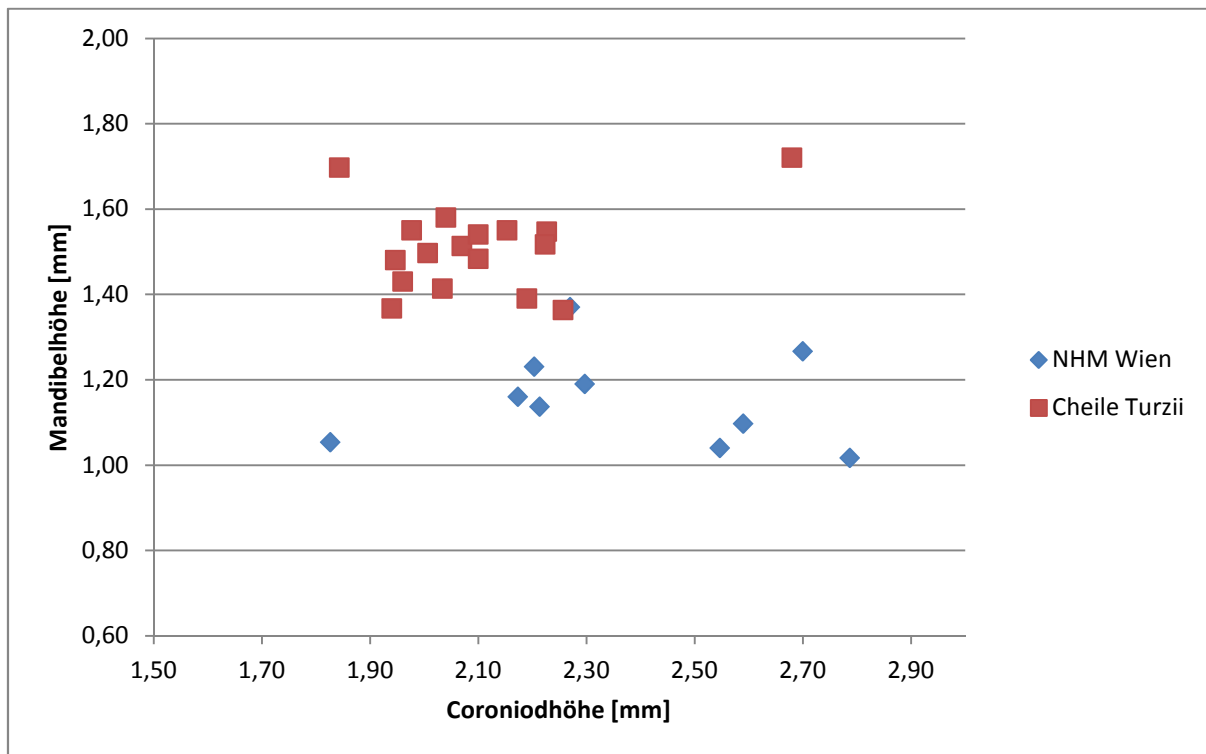


Abbildung 49: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Coronoidhöhe und Mandibelhöhe von *Miniopterus schreibersii*

Es war nur ein Oberkiefer dieser Art zuzuordnen und in diesem war nur mehr der M1 erhalten. Im Unterkiefer weichen das Maximum und Minimum in der Länge wesentlich stärker vom Mittelwert ab, als bei der Breite von m1. Dies ist auch deutlich in Abbildung 50 zu sehen. Vergleicht man die Länge der m1 der beiden Gruppen, so erkennt man, dass sich die Werte innerhalb desselben Bereichs befinden. In der Breite gibt es zwar Überschneidungen, jedoch zeigen die Funde aus der Cheile Turzii eine größere Variabilität. Die Mehrzahl der Objekte aus der Cheile Turzii haben eine größere Breite des m1, als es bei den rezenten der Fall ist.

Das Oberkiefer (c297) lässt keinen Unterschied in der Länge zu den rezenten Oberkiefern erkennen, ist jedoch geringfügig schmaler. Wie bereits erwähnt kann aufgrund der geringen Stichprobe keine Aussage darüber gemacht werden, ob sich der erste Molare des Oberkiefers zwischen den beiden Gruppen unterscheidet. Auch der Unterschied in der Breite könnte zwischen mehreren Objekten streuen und somit ist die geringe Breites des Stückes

nicht aussagekräftig. Die Objekte aus dem NHM Wien streuen weniger stark, als die aus der Cheile Turzii.

Tabelle 8: Länge und Breite des M¹ des Unter- und Oberkiefers von *Miniopterus schreibersii* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Miniopterus</i>	UK NHM Wien		UK Cheile Turzii		OK NHM Wien		OK Cheile Turzii	
	m1 L [mm]	m1 B [mm]	m1 L [mm]	m1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]
Mittelwert	1,40	0,94	1,45	1,09	1,33	1,13	1,26	0,81
Minimum	1,29	0,89	1,28	0,80	1,16	0,86		
Maximum	1,54	1,00	1,55	1,23	1,57	1,52		

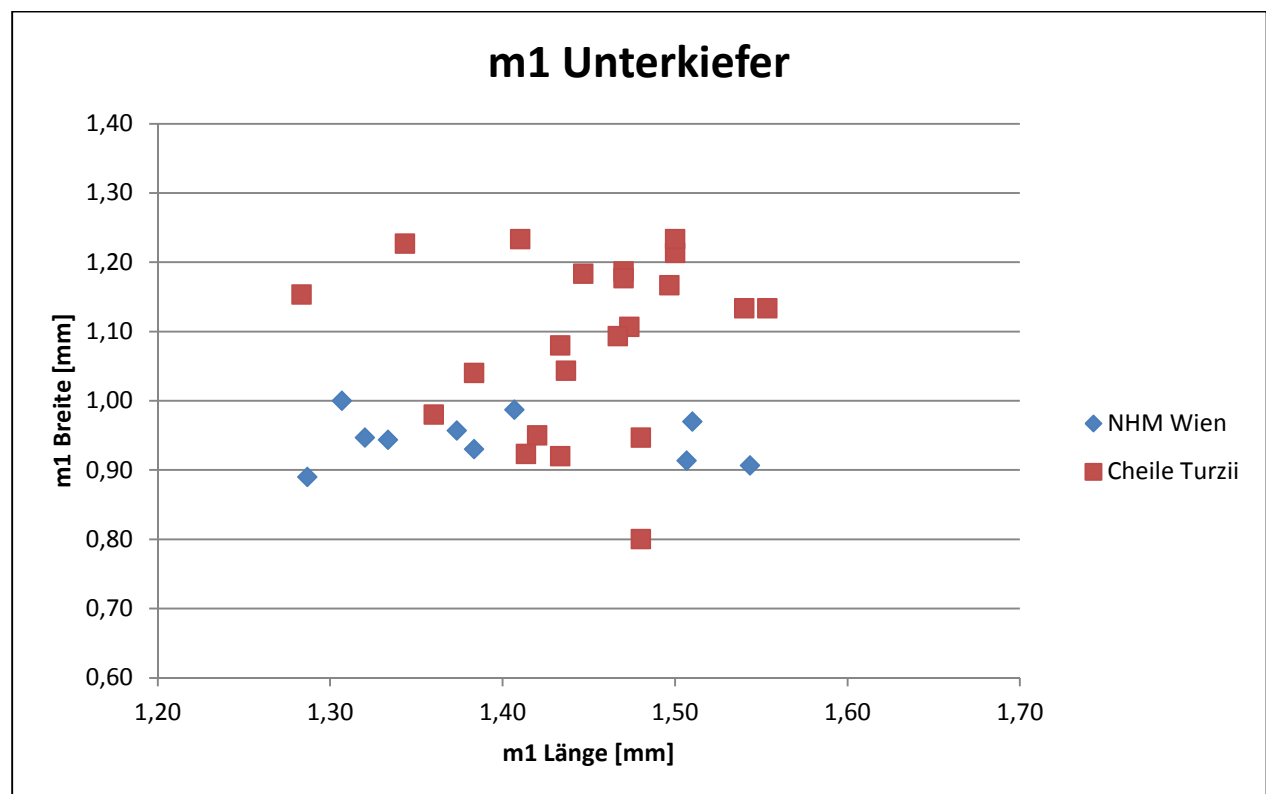


Abbildung 50: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers von *Miniopterus schreibersii*

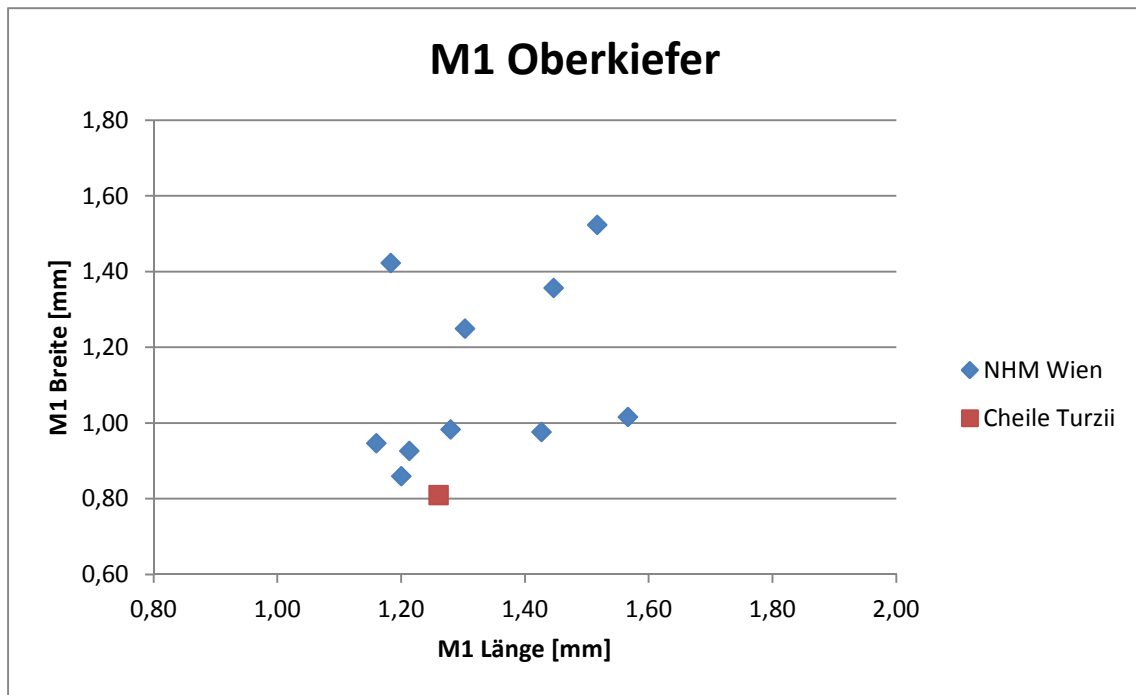


Abbildung 51: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers von *Miniopterus schreibersii*

Wie schon bei m1 ähneln sich die Daten der beiden Gruppen auch bei m3. Wobei die Werte der subrezent Formen sowohl in der Länge, als auch in der Breite höher sind. Das Minimum der rezenten Gruppe an der Breite des m3 ist jedoch deutlich niedriger als bei der subrezent Gruppe.

Vergleicht man m1 und m3 des Unterkiefers fällt auf, dass m3 bei beiden Gruppen, sowohl in der Länge, als auch in der Breite kleiner ausfällt. Da m3 des Oberkiefers reduziert ist, ist dieses Ergebnis nicht überraschend.

Tabelle 9: Länge und Breite des M³ des Unter- und Oberkiefers von *Miniopterus schreibersii* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Miniopterus</i>	UK NHM Wien		UK Cheile Turzii		OK NHM Wien	
	m3 L [mm]	m3 B [mm]	m3 L [mm]	m3 B [mm]	M3 L [mm]	M3 B [mm]
Mittelwert	1,21	0,80	1,30	0,90	0,93	1,41
Maximum	1,10	0,69	1,20	0,69	0,80	0,78
Minimum	1,34	0,94	1,45	1,36	1,05	1,69

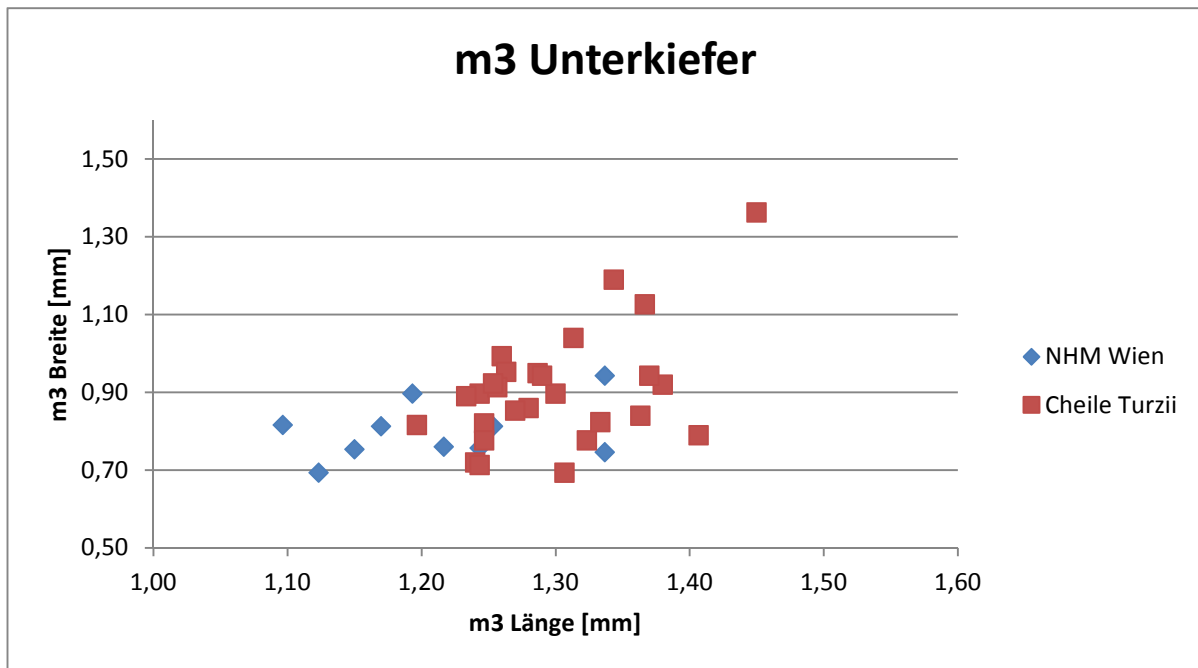


Abbildung 52: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des Unterkiefers von *Miniopterus schreibersii*

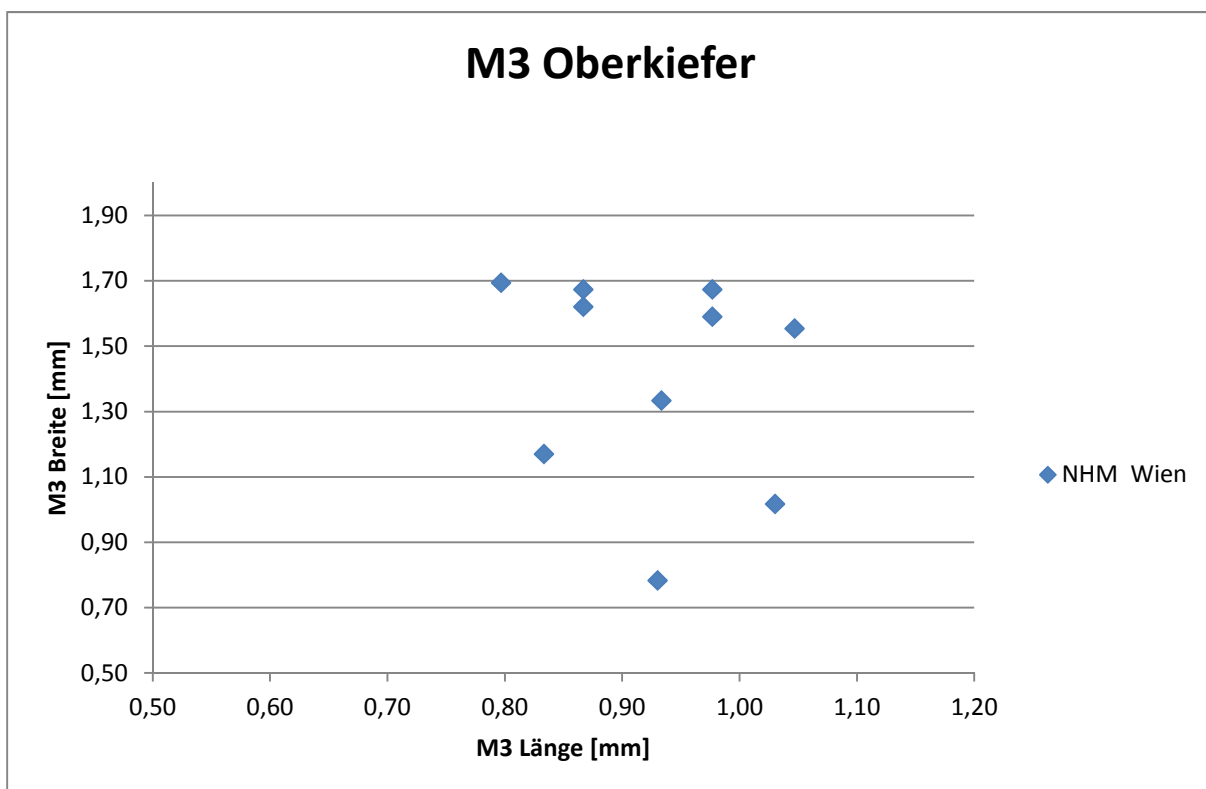


Abbildung 53: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M3 des Oberkiefers von *Miniopterus schreibersii*

7.2.3. Gattung *Nyctalus* (BOWDICH, 1825),

In der Cheile Turzii Höhle war zu prüfen, ob ein oder zwei Arten der Gattung *Nyctalus* vorliegen. Aus diesen Gründen wurde neben *Nyctalus noctula* (SCHREBER, 1774) auch die kleinere Form *N. leiserli* (KUHL, 1818) vermessen. Das rezente Material stammt aus dem NHM Wien.

Bei *Nyctalus leiserli* findet man sowohl im Ober- als auch im Unterkiefer nur zwei Prämolaren. Der Gelenksfortsatz ist eine Spur niedriger als der Kronfortsatz (Abb. 54 -57). In Abbildung 57 kann man erkennen, dass M3 des Oberkiefers wie auch bei *Miniopterus* und *Myotis* reduziert ist. p2 des Unterkiefers ist fast so hoch wie m1.



Abbildung 54: Unterkiefer sin. von *Nyctalus leiserli*, (NHM Wien 19594) labial



Abbildung 55: Unterkiefer von *Nyctalus leisleri*, (NHM Wien 19594) lingual



Abbildung 56: Unterkiefer von *Nyctalus leisleri*, (NHM Wien 19594), occlusal



Abbildung 57: Oberkiefer von *Nyctalus leisleri*, (NHM Wien 19594), occlusal

Tabelle 10 zeigt die Mittelwerte, Maxima und Minima der Objekte aus dem NHM Wien von *N. leisleri* und *N. noctula* und die Objekte aus der Cheile Turzii der Gattung *Nyctalus* von Mandibellänge, - höhe und Coronoidhöhe auf. Zuerst vergleichen wir die Daten der beiden Arten aus dem rezenten Material. In allen Parametern ist der Wert von *N. leisleri* kleiner.

Betrachtet man die Abbildung 58 kann man erkennen, dass es eine große, relativ dichte Punktwolke in der Nähe der Werte von *N. noctula* aus dem rezenten Material gibt und einige wenige Punkte, die entweder in der Mandibellänge, oder in der Mandibelhöhe oder in beidem einen kleineren Wert aufweisen. Es ist also anzunehmen, dass der Anteil der Objekte, welche zur Art *N. noctula* gehören, wesentlich höher ist, als der von *N. leisleri*. Dies wird in den Abbildungen 59 und 60 noch deutlicher.

Tabelle 10: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Nyctalus</i>	NHM Wien <i>N. leisleri</i>			NHM Wien <i>N. noctula</i>			Cheile Turzii		
	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]
Mittelwert	9,98	1,36	2,45	13,07	1,83	4,44	12,94	2,28	3,91
Minimum	9,10	1,24	2,03	9,14	1,35	3,74	7,87	1,23	2,05
Maximum	11,05	1,44	2,85	14,87	2,03	5,23	13,90	3,06	5,13

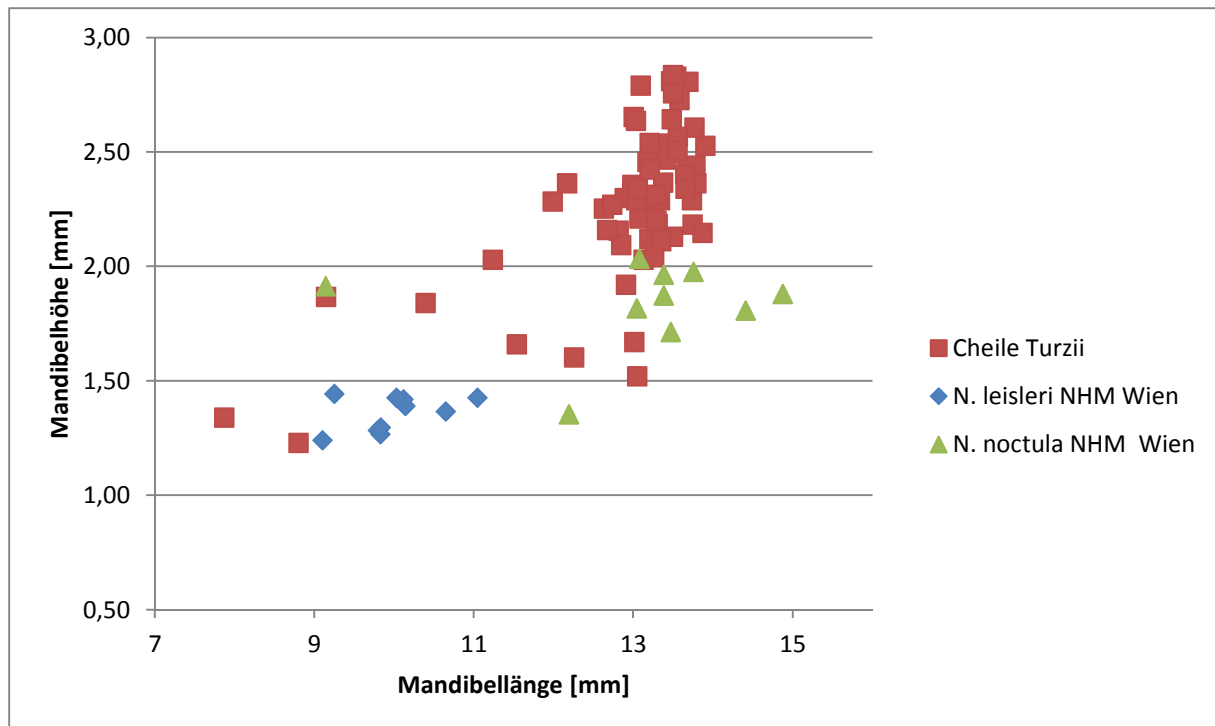


Abbildung 58: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe

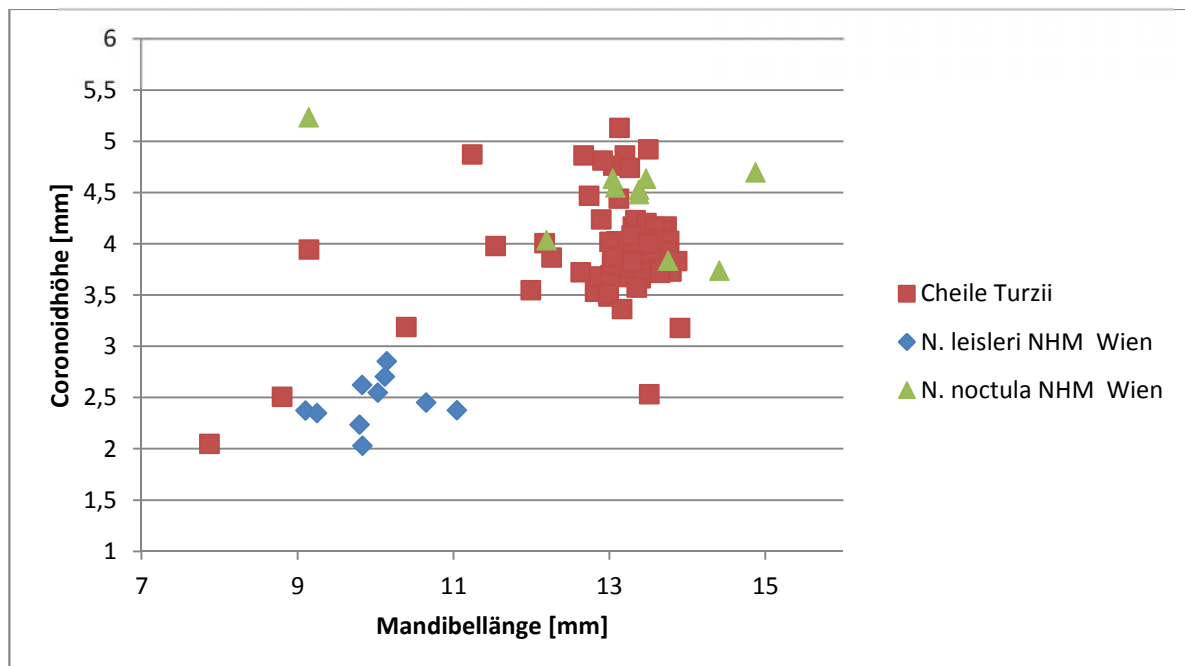


Abbildung 59: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe

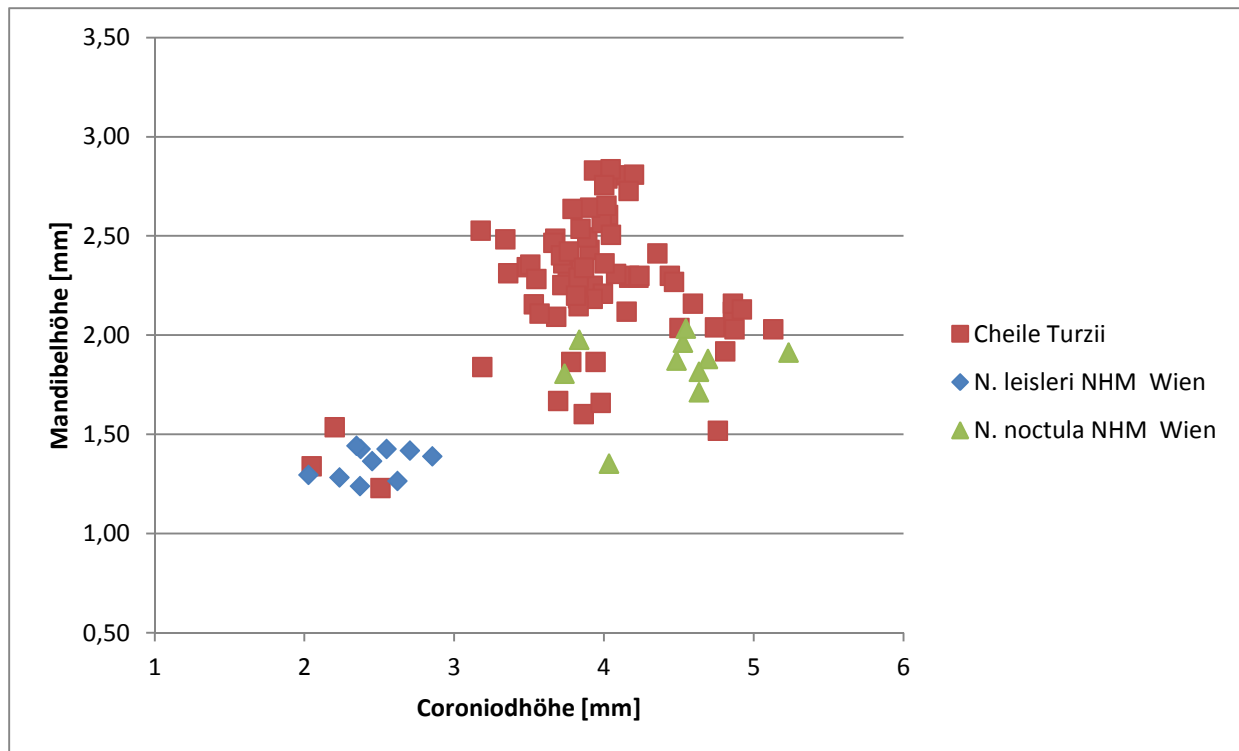


Abbildung 60: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibelhöhe und Coronoidhöhe

In Abbildung 61 lassen sich kaum zwei Punktgruppen des subrezent Materials feststellen, wodurch es nicht möglich ist, die Datenpunkt einer Art zuzuweisen. Die subrezent Daten unterscheiden sich wenig von den rezenten, sowohl in der Länge, als auch in der Breite des m1.

Sowohl im Vergleich der Mandibellänge bzw. – höhe mit der Coronoidhöhe, wie auch in der Auswertung des m1 (Abb. 58 – 61) fallen die meisten Funde in die Variabilität von *N. noctula*, aber vier Stücke entsprechen mehr *N. leisleri* (c106,c259,c386).

Tabelle 11: Länge und Breite des m1 des Unterkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Nyctalus</i>	UK NHM Wien <i>N. leisleri</i>		UK NHM Wien <i>N. noctula</i>		UK Cheile Turzii	
	m1 L [mm]	m1 B [mm]	m1 L [mm]	m1 B [mm]	m1 L [mm]	m1 B [mm]
Mittelwert	1,42	1,07	1,84	1,38	1,77	1,35
Minimum	1,30	1,00	1,72	1,27	1,24	0,81
Maximum	1,51	1,15	1,94	1,46	2,17	1,85

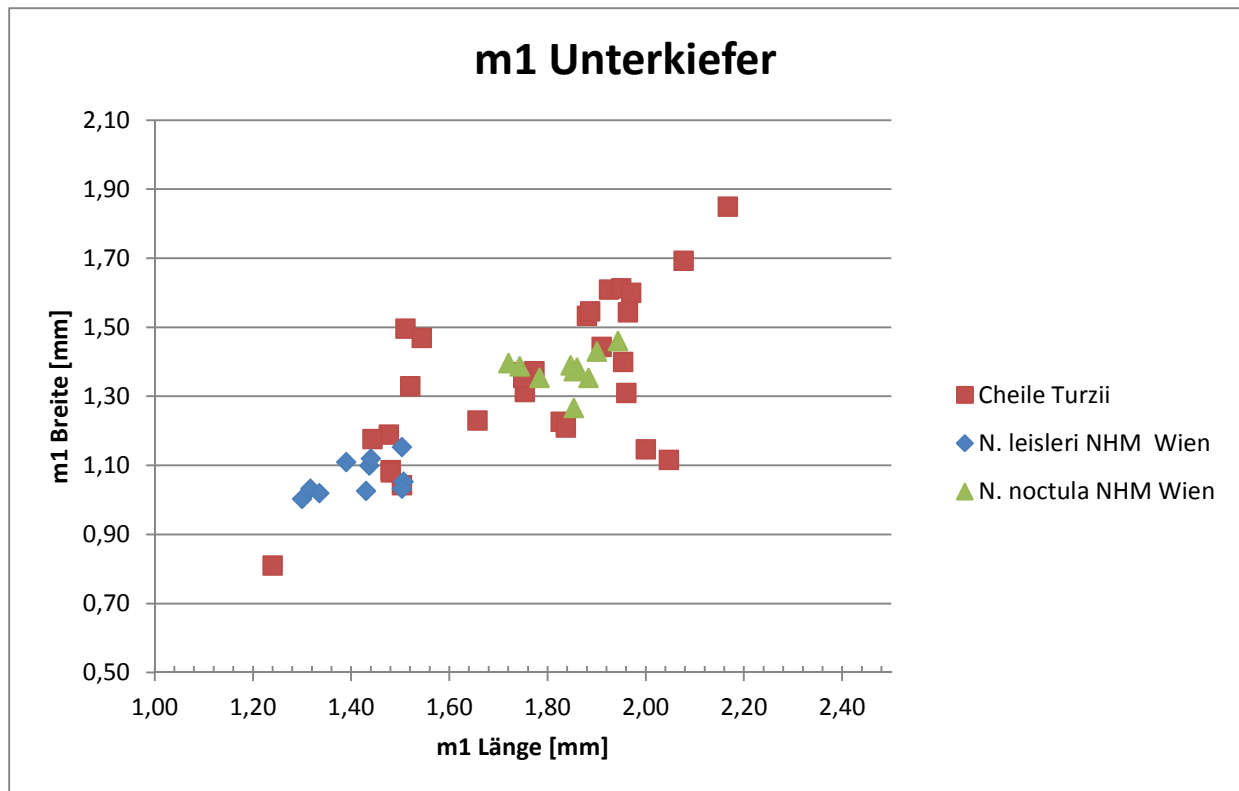


Abbildung 61: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers

Bei dem ersten Molaren des Oberkiefers (Abb. 62) ist die Punktwolke der subrezent Gruppe genau in der Mitte der rezenten Werte angesiedelt.

Tabelle 12: Länge und Breite des M1 des Oberkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Nyctalus</i>	NHM Wien OK <i>N. leisleri</i>		NHM Wien OK <i>N. noctula</i>		OK Cheile Turzii	
	M1 L [mm]	M1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]
Mittelwert	1,34	1,54	1,73	1,99	1,52	1,82
Minimum	1,29	1,36	1,44	1,81	0,97	1,38
Maximum	1,45	1,64	1,89	2,30	1,90	2,29

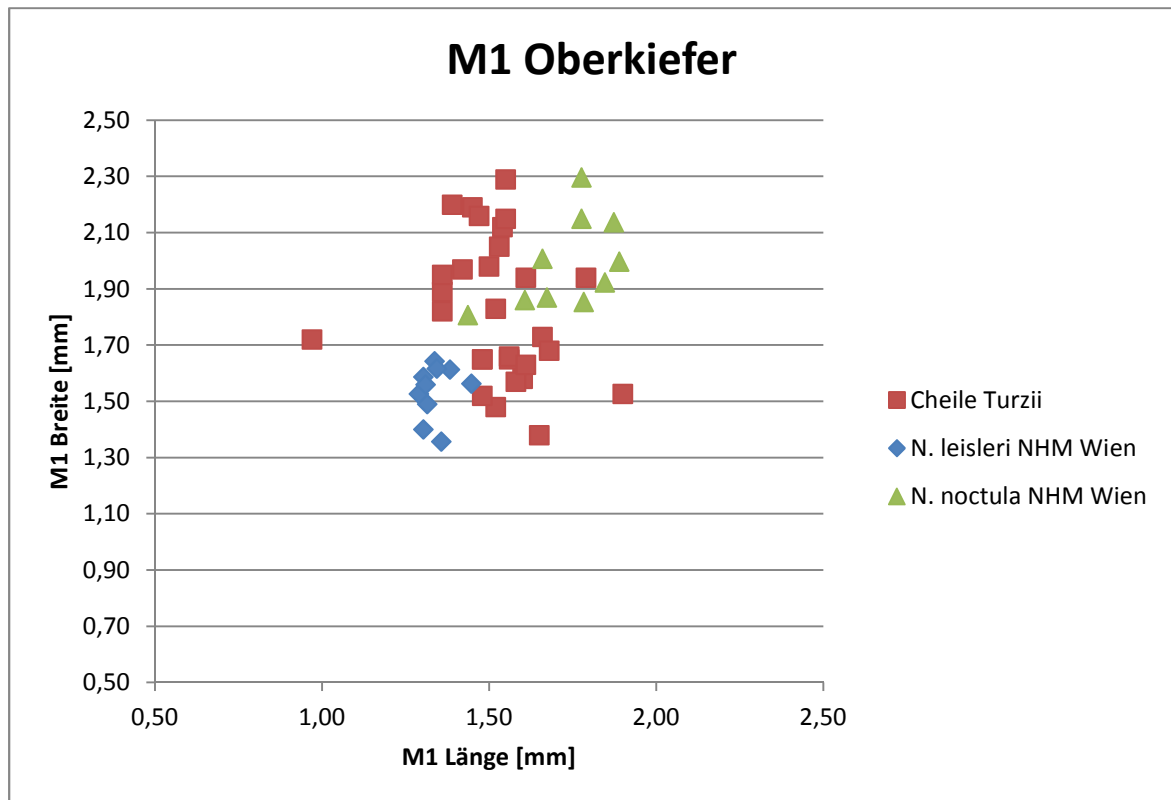


Abbildung 62: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers

Bei den dritten Molaren des Unterkiefers (Abb. 63) lässt sich aufgrund der Daten entsprechen sechs Stücke *N. leisleri* (c2, c66, c106, c384, c386 und c392), die restlichen Stücke fallen in die Variabilität von *N. noctula*.

wenig sagen, außer, dass auch hier scheinbar der Unterschied zwischen den rezenten und den subzenten Werten klein bis nicht vorhanden zu sein scheint.

Tabelle 13: Länge und Breite des m3 des Unterkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Nyctalus</i>	NHM Wien UK <i>N. leisleri</i>		NHM Wien UK <i>N. noctula</i>		UK Cheile Turzii	
	m3 L [mm]	m3 B [mm]	m3 L [mm]	m3 B [mm]	m3 L [mm]	m3 B [mm]
Mittelwert	1,22	0,87	1,74	1,15	1,66	1,24
Minimum	1,07	0,82	1,61	1,04	1,00	0,54
Maximum	1,30	0,94	1,83	1,25	2,05	1,92

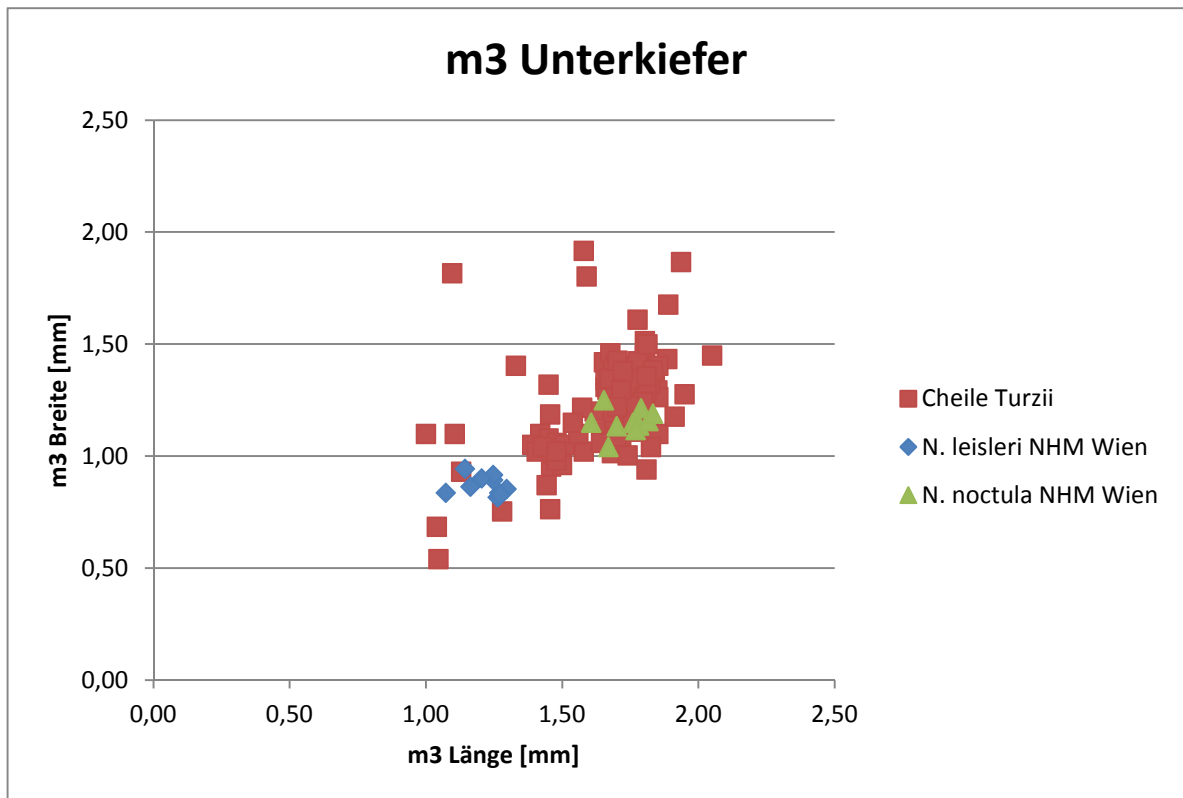


Abbildung 63: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des Unterkiefers

Bei Betrachtung der Abbildung 64 erkennt man, dass alle subrezentente Datenpunkte, abgesehen von zwei, eine geringere Länge des M3 als die rezenten *N. noctula* aufweisen. Auffallend sind hierbei auch die drei Datenpunkte aus der Cheile Turzii die sich zwischen 0,8 und 1 mm befinden und damit unter den heutigen Werten liegen.

Tabelle 14: Länge und Breite des M3 des Oberkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Nyctalus</i>	NHM Wien OK <i>N. leisleri</i>		NHM Wien OK <i>N. noctula</i>		OK Cheile Turzii	
	M3 L [mm]	M3 B [mm]	M3 L [mm]	M3 B [mm]	M3 L [mm]	M3 B [mm]
Mittelwert	1,09	1,55	1,43	2,08	1,09	1,89
Minimum	1,02	1,44	1,29	1,79	0,80	1,49
Maximum	1,17	1,68	1,59	2,40	1,56	2,32

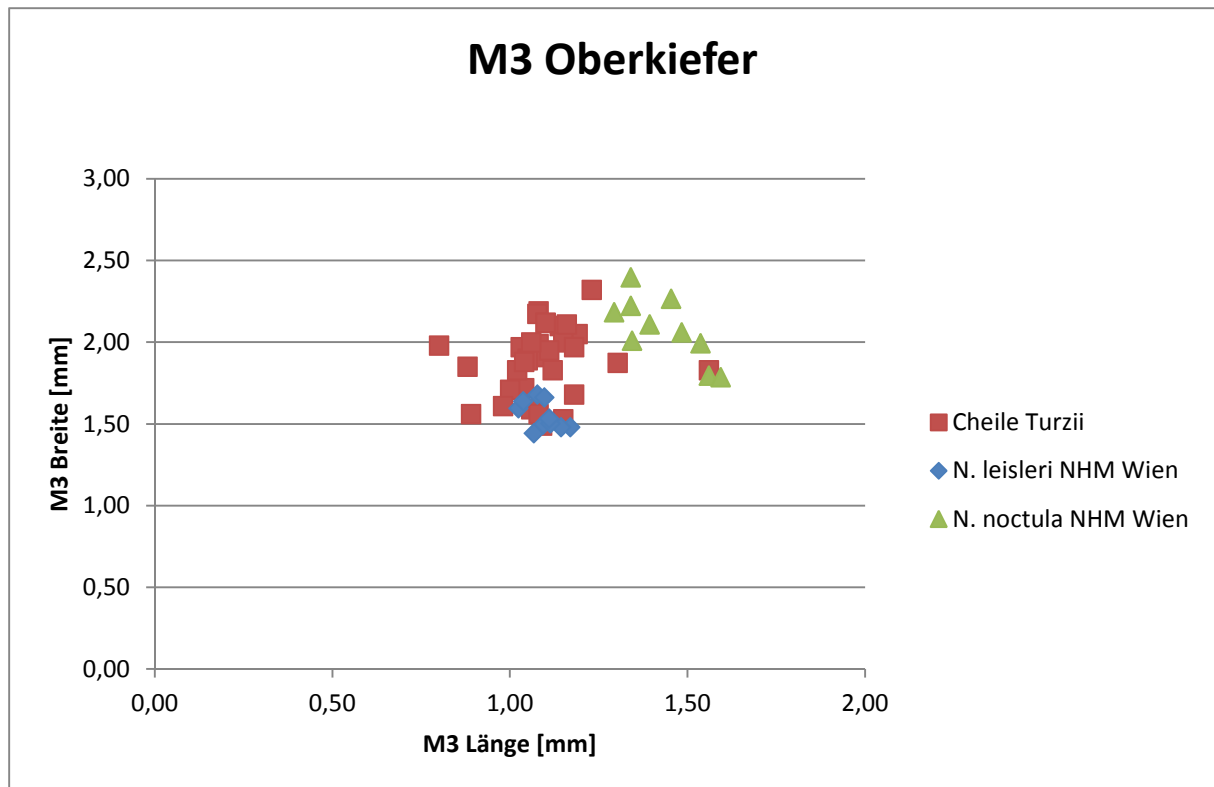


Abbildung 64: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des M3 des Oberkiefers

7.2.4. Gattung *Myotis* (KAUP, 1829)

Innerhalb der Gattung *Myotis* kommen ebenfalls zwei Arten als Bewohner der Cheile Turzii Höhle in Frage, nämlich *Myotis myotis* (BORKHAUSEN, 1797) und *Myotis blythii oxygnathus* (TOMES, 1857).



Abbildung 65: Unterkiefer sin. von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910) labial



Abbildung 66: Unterkiefer dext. von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 18884) labial

Wie man in den Abbildungen 65 und 66 sehen kann, zeichnen sich die Unterkiefer der Gattung *Myotis* durch einen Coronoidfortsatz aus der im Vergleich zum Gelenksfortsatz sehr hoch ist. Die beiden Prämolaren p2 und p3 sind bei beiden Arten zueinander etwa gleich hoch, jedoch deutlich kleiner als p4, der ca. so hoch ist wie m1. Bei beiden Arten fällt auf, dass der m3 wesentlich kleiner ist (Abb. 69 und 70). Im Oberkiefer ist M3 stark reduziert.

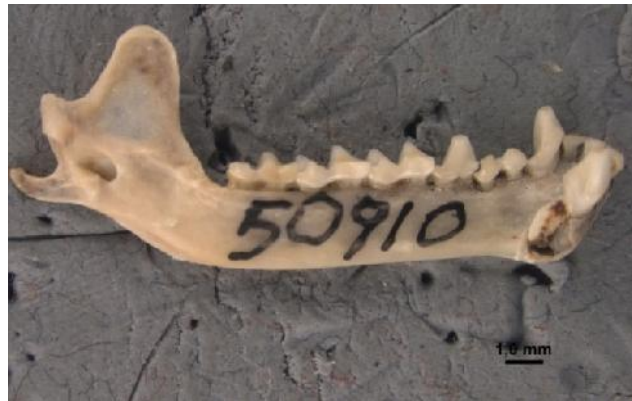


Abbildung 67: Unterkiefer sin. von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910), lingual



Abbildung 68: Unterkiefer dext. von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 18884), lingual



Abbildung 69: Unterkiefer sin. von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910) occlusal



Abbildung 70: Unterkiefer dext. von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 18884), occlusal



Abbildung 71: Oberkiefer von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910), occlusal



Abbildung 72: Oberkiefer von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 18884), occlusal

Die Abbildungen 73 bis 75 zeigen, dass zwischen den rezenten Vertretern der bei *Myotis* Arten wenig Unterschied vorhanden ist. Bei den Punktwolken der Subrezentien kann man eine Trennung der zwei Arten erahnen (Abb. 73-75). Außerdem sind die Werte der Mandibellänge und Coronoidhöhe bei den rezenten Vertretern größer.

Tabelle 15: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Myotis</i>	NHM Wien <i>M. myotis</i>			NHM Wien <i>M. oxygnathus</i>			Cheile Turzii		
	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]	M L [mm]	MH [mm]	CH [mm]	ML [mm]	MH [mm]	CH [mm]
Mittelwert	17,05	1,75	5,39	15,61	1,84	4,32	14,04	2,38	4,07
Minimum	16,35	1,32	4,86	15,05	1,47	3,40	11,16	1,48	3,02
Maximum	17,66	2,51	5,88	16,19	2,20	4,97	16,28	2,85	5,32

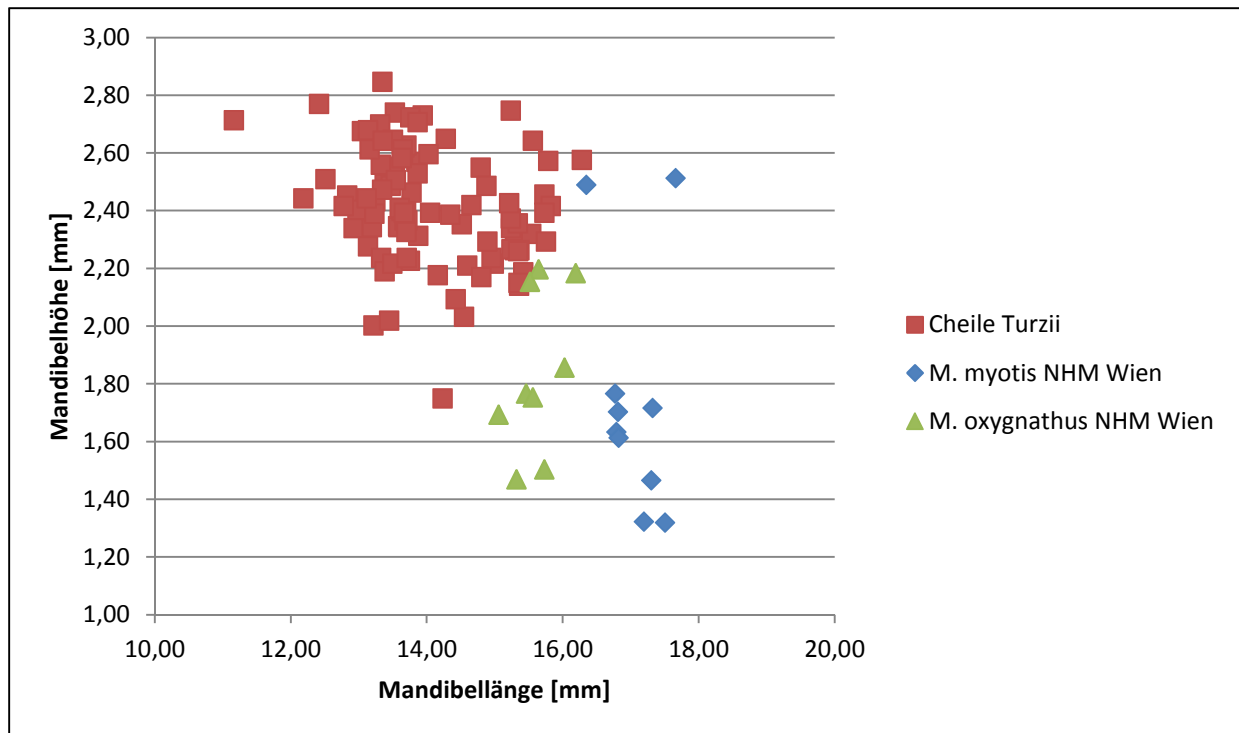


Abbildung 73: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe

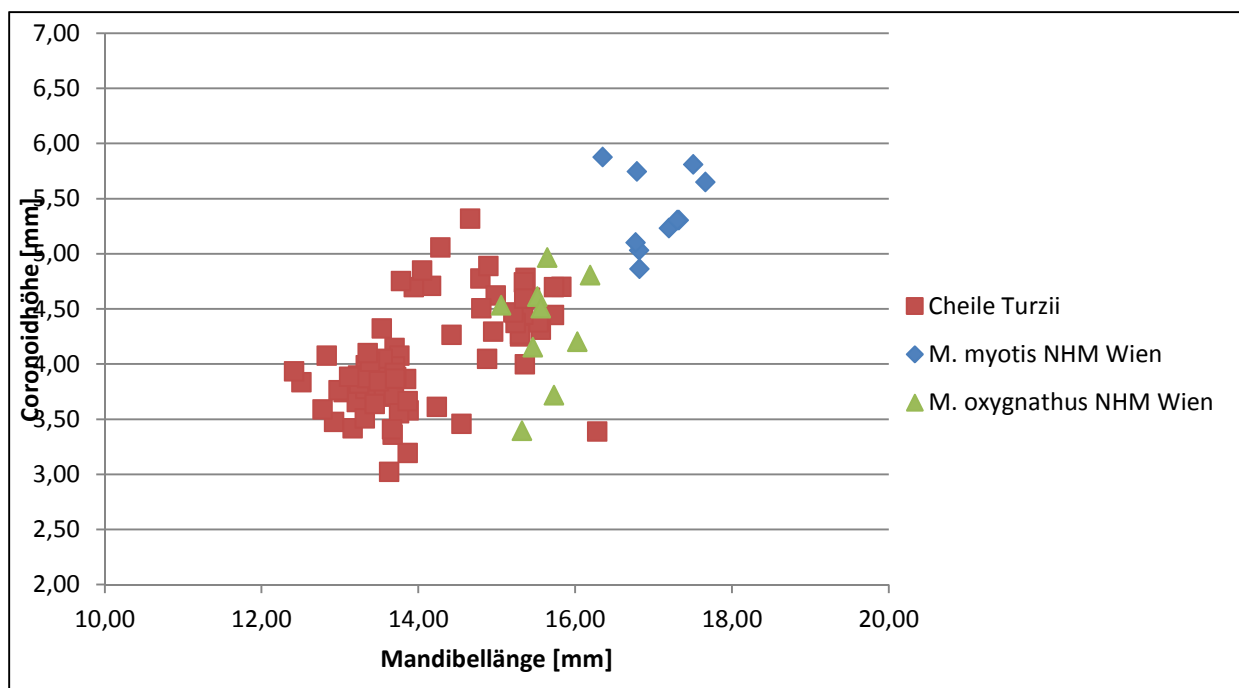


Abbildung 74: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe

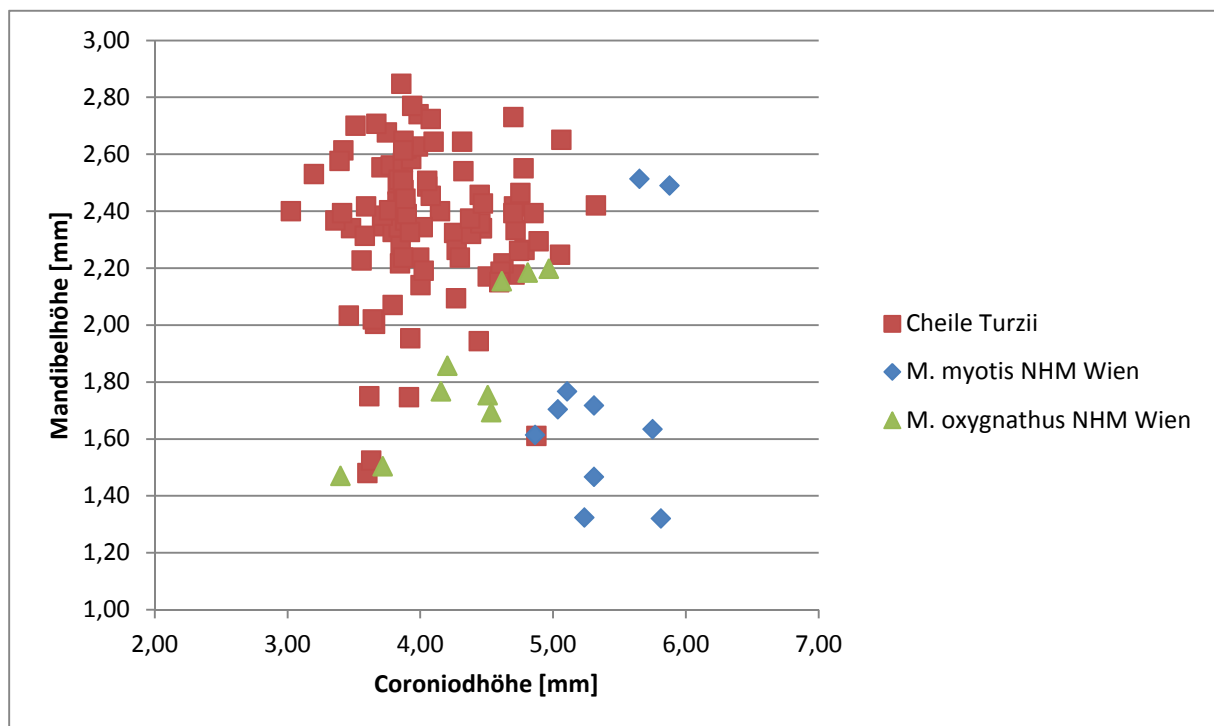


Abbildung 75: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibelhöhe und Coronoidhöhe

Die zwei Arten unterscheiden sich in Länge und Breite des m1 kaum, die subrezentem unterscheiden sich nicht (Tab. 16, Abb 76).

Tabelle 16: Länge und Breite des m1 des Unterkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Myotis</i>	NHM Wien <i>M. myotis</i>		NHM Wien <i>M. oxygnathus</i>		Cheile Turzii	
UK	m1 L [mm]	m1 B [mm]	m1 L [mm]	m1 B [mm]	m1 L [mm]	m1 B [mm]
Mittelwert	2,20	1,64	1,94	1,36	1,93	1,42
Minimum	2,10	1,57	1,76	1,22	1,59	0,95
Maximum	2,29	1,91	2,03	1,51	2,28	2,01

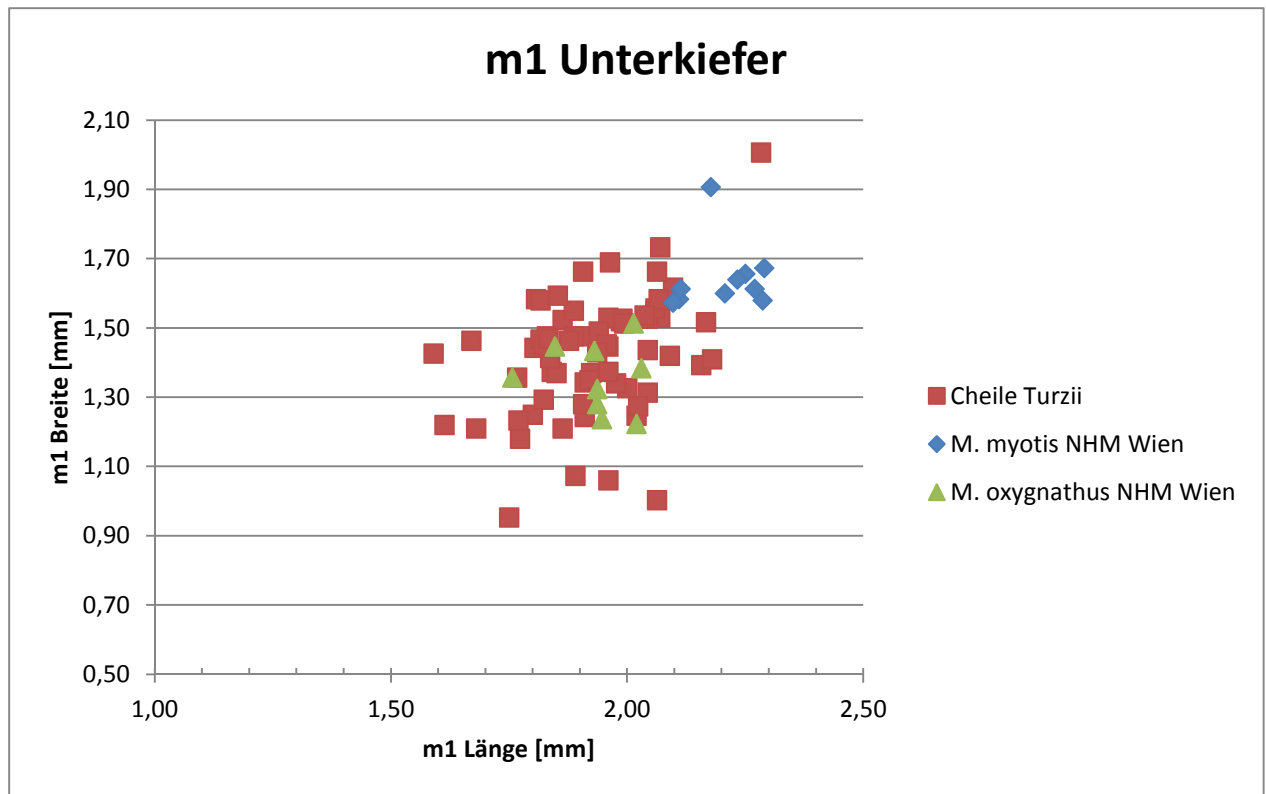


Abbildung 76: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers

In Abbildung 77 sieht man, dass die Längen und Breiten des M1 sehr viel mehr streuen. Sowohl die der rezenten, als auch die der subrezentem Gruppe. Die zwei rezenten Arten unterscheiden sich hier noch weniger, als bei den Parametern zuvor. Es gibt jedoch keine aussagekräftige Unterscheidung zwischen den subrezentem und den rezenten Daten, auch wenn die subrezentem laut Tabelle 17 insgesamt geringfügig kleiner sind in Länge und Breite des M1.

Tabelle 17: Länge und Breite des M1 des Oberkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Myotis</i>	NHM Wien <i>M. myotis</i>		NHM Wien <i>M. oxygnathus</i>		OK Cheile Turzii	
OK	M1 L [mm]	M1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]	M1 L [mm]	M1 B [mm]
Mittelwert	2,16	1,77	2,02	1,58	1,98	1,47
Minimum	1,88	1,49	1,86	1,39	1,54	0,89
Maximum	2,65	2,17	2,11	1,90	2,31	2,25

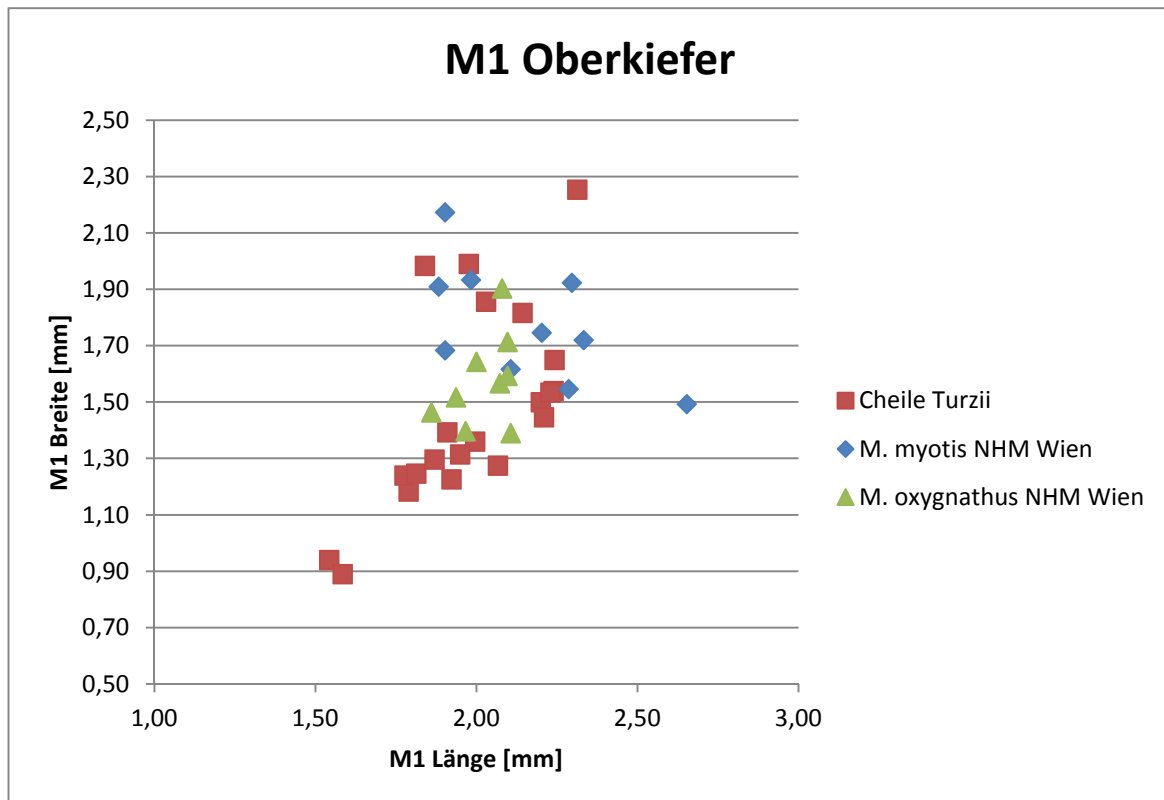


Abbildung 77: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers

Die m3 zeigen wieder eine Trennung zwischen den beiden rezenten Art, jedoch ist diese bei den subrezentem Daten nicht zu sehen. Die subrezentem Vertreter sind in Länge und Breite kleiner als die reznten *M. oxygnathus*, jedoch annähernd im selben Bereich wie *M. myotis*. Die subrezentem Werte streuen jedoch stärker, vor allem was die Breite des m3 betrifft.

Tabelle 18: Länge und Breite des m3 des Unterkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Myotis</i>	NHM Wien <i>M. myotis</i>		NHM Wien <i>M. oxygnathus</i>		UK Cheile Turzii	
UK	m3 L [mm]	m3 B [mm]	m3 L [mm]	m3 B [mm]	m3 L [mm]	m3 B [mm]
Mittelwert	2,06	1,59	1,80	1,33	1,79	1,29
Minimum	1,78	1,52	1,66	1,25	1,55	0,97
Maximum	2,15	1,66	1,89	1,37	2,02	1,79

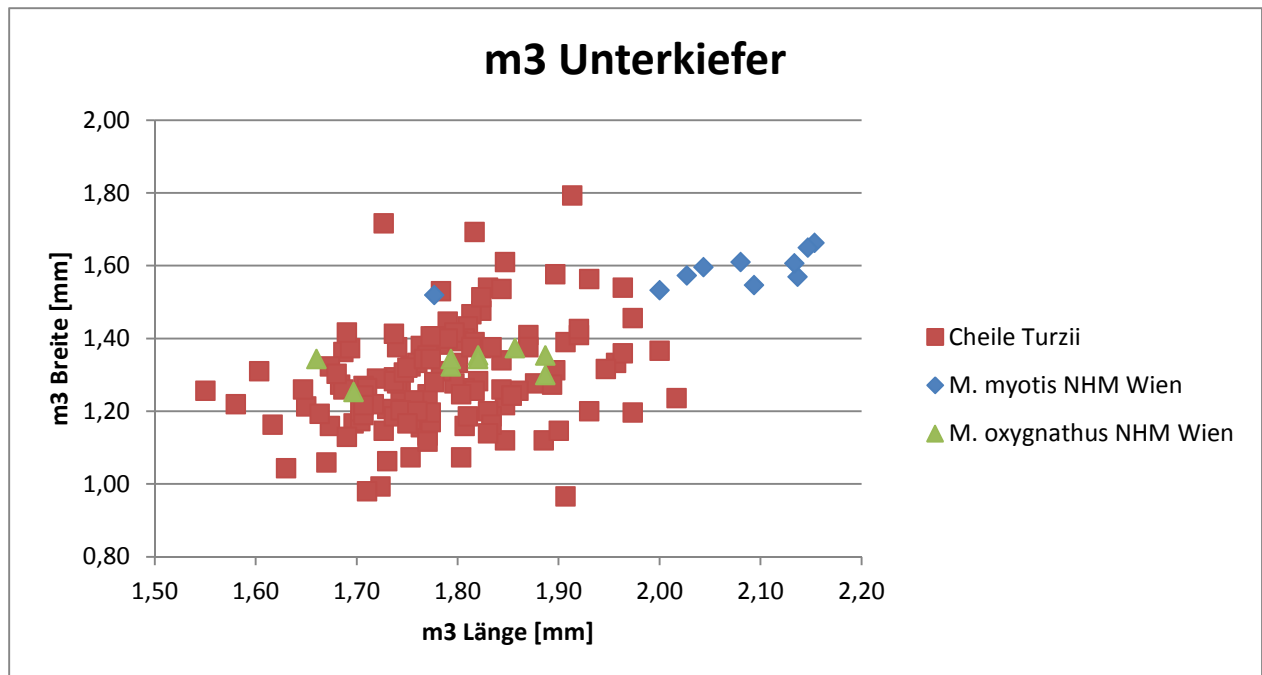


Abbildung 78: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des

In allen Gruppen streuen Datenpunkte des M3 stark. Wieder findet man in Abbildung 79 eine Überlappung der zwei rezenten Arten, und daher die subrezentente Werte keine Unterscheidung in die beiden Arten zulassen. Generell zeigen die M3 der subrezentente Gruppe jedoch einen Trend zur geringeren Länge des dritten Molaren.

Tabelle 19: Länge und Breite des M3 des Oberkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

<i>Myotis</i>	NHM Wien <i>M. myotis</i>		NHM Wien <i>M. oxygnathus</i>		OK Cheile Turzii	
OK	M3 L [mm]	M3 B [mm]	M3 L [mm]	M3 B [mm]	M3 L [mm]	M3 B [mm]
Mittelwert	1,42	1,93	1,29	1,93	1,07	1,53
Minimum	1,03	1,68	1,07	1,52	0,62	0,77
Maximum	1,89	2,50	1,44	2,57	1,30	2,18

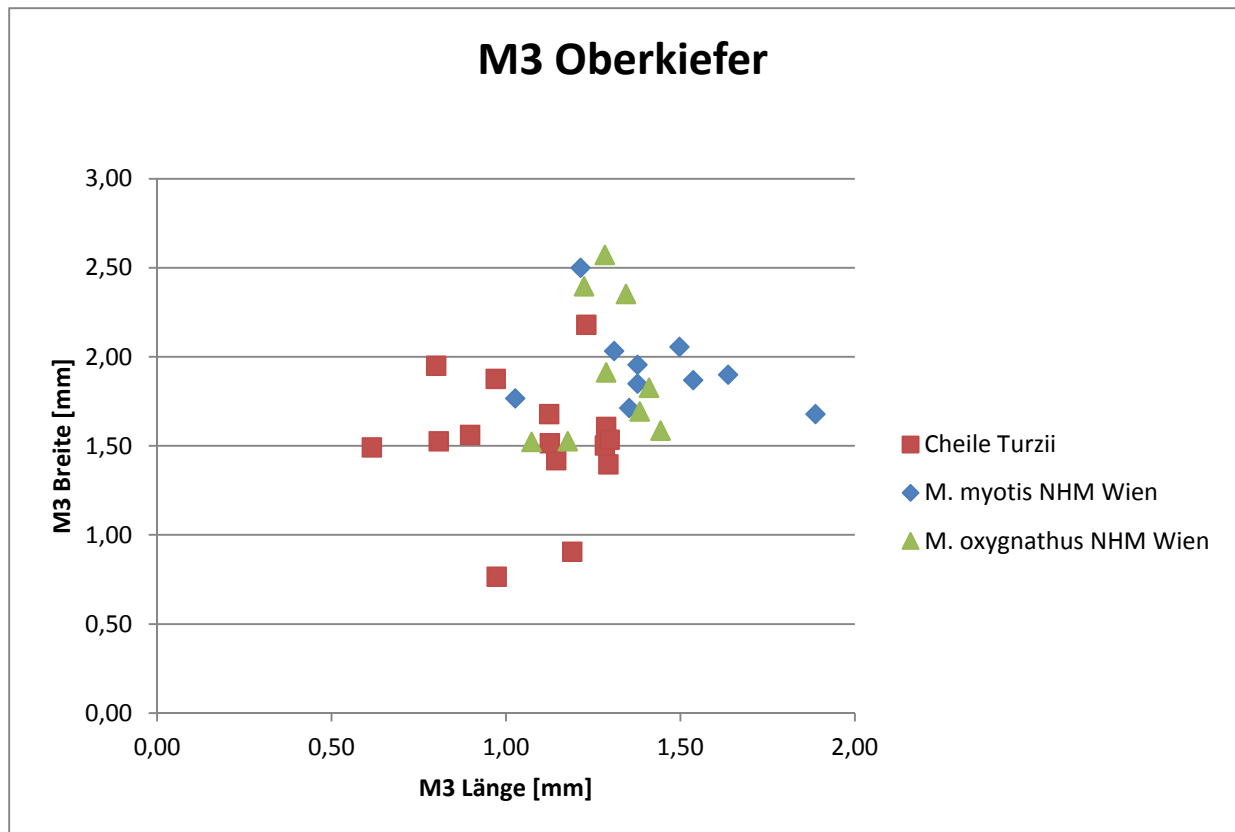


Abbildung 79: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des M3 des Oberkiefers

7. Diskussion

Aufgrund der Gattungszusammensetzung des Materials aus der Cheile Turzii (Abb. 27 – 29) ist anzunehmen, dass die Gattungen *Nyctalus* und *Myotis* von der Individuenanzahl deutlich stärker in der Cheile Turzii Höhle vertreten waren, als die Gattungen *Miniopterus* und *Rhinolophus*.

Betrachtet man die Chiroptera-Funde aus der Cheile Turzii in Hinsicht auf die Quadranten, fällt eine Dominanz der Quadranten G5 und G6 auf (Abb. 30). Dies und die Tatsache, dass die beiden Quadranten direkt nebeneinander liegen, lässt den Schluss zu, dass es sich in diesem Teil der Höhle um den Hauptaufenthaltort der Tiere, aller vier Gattungen, gehalten haben könnte.

Die Bodenschichten (Abb. 31) geben darüber Aufschluss, zu welcher Zeit sich die Tiere in der Höhle aufgehalten haben. Nachdem dabei, sowie im Hauptaufenthaltort in der Höhle der Tiere wahrscheinlich wenig Unterschied vorlag, scheint es, als haben die vier Gattungen die Höhle sympatrisch als Quartier benützt.

Bei den Funden, die *Rhinolophus hipposideros* zugeordnet wurden, fällt das Objekt c382 auf. Dieses Unterkiefer hat erheblich kleinere Werte bei der Mandibelhöhe, Mandibellänge und Coronoidhöhe, und bei den Werten von m3. m1 war bei diesem Objekt nicht vorhanden. weshalb anzunehmen ist, dass es sich um ein Jungtier handelt.

Bei *Rhinolophus hipposideros* aus dem NHM Wien sind die m3 länger, dafür schmaler als die M3. Dies ist genau Gegenteilig zu dem Verhältnis zwischen m1 und M1 bezüglich Länge und Breite.

Beim Vergleich der Mittelwerte der Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe in den Gattungen *Rhinolophus* und *Miniopterus* fällt auf, dass sich die Mittelwerte bei *Rhinolophus* zwischen den Objekten aus der Cheile Turzii und dem NHM Wien stärker voneinander unterscheiden, als es bei *Miniopterus* der Fall ist. Wobei die Mandibellänge beider Gattungen annähernd im gleichen Bereich liegt, jedoch bei *Rhinolophus* im Mittel um circa 0,5 mm kleiner ist. Während die Mandibellänge der Gattungen *Nyctalus* und *Myotis* um mehrere Millimeter (3-6 mm) deutlich länger ist.

Innerhalb der Gattung *Nyctalus* sollte anhand der Daten überprüft werden, ob neben *Nyctalus noctula* auch *Nyctalus leisleri* unter den Chiroptera-Funden aus der Cheile Turzii vertreten ist. In Abbildung 58 kann man eine große, relativ dichte Punktwolke des Cheile Turzii Materials in der Nähe der Punktwolke von *N. noctula* aus dem NHM Wien erkennen und einige Punkte, deutlich kleinere Werte in der Mandibellänge und Mandibelhöhe aufweisen. Deswegen wird angenommen, dass der Anteil der Objekte, welche zur Art *N. noctula* gehören, wesentlich höher ist, als der von *N. leisleri*.

Die M3 des von *N. noctula* aus der Cheile Turzii weisen eine geringere Breite auf. Die drei Datenpunkte zwischen 0,8 und 1 mm passen dagegen zu den Werten der Objekte aus dem NHM Wien. Diese drei Objekte konnten jedoch bei den Daten von M1 nicht zu *N. leisleri* zugeordnet werden.

In den Abbildungen 73 bis 75 zeigt sich bei den Objekten aus dem NHM Wien ein signifikanter Unterschied zwischen den beiden *Myotis*-Arten bezüglich Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe. Dieser ist bei den Objekten aus der Cheile Turzii schwächer ausgeprägt. Möglicherweise waren sich die zwei Arten in der Bronzezeit bezüglich dieser Parameter ähnlicher als heute.

Die geringe genetische Distanz lässt auf eine Spaltung im Mittel- oder Spätpleistozän schließen (Topál & Ruedi, 2011). Seit dem dürfte es zu einer mehr oder weniger kontinuierlichen Größenzunahme gekommen sein.

Alle gemessenen Parameter von *Rhinolophus hipposideros* weisen niedrigere Werte bei der rezenten Art auf. Dies widerspricht der Erwartung, da die Objekte aus der Cheile Turzii Höhle zeitlich dem Atlantikum zuzuordnen sind, in dem das Klima (Kapitel 2.2.2.) wärmer und feuchter war als heute. Laut der Bergmannschen Regel müssten die Chiroptera-Funde aus der Cheile Turzii Höhle, auch die von *Rhinolophus hipposideros*, geringere Werte aufweisen, also auf kleinere Individuen hindeuten. Diese beruht auf der unterschiedlich hohen Zunahme von Oberfläche und Volumen bei steigender Körpergröße. Sie besagt, dass Tiere in kälteren Regionen grundsätzlich größer sind, als in warmen Regionen, da dadurch der Wärmeverlust niedriger ist. Eine mögliche Erklärung für die größeren Individuen wäre, dass die Hufeisennasen aufgrund des wärmeren Klimas bessere Jagdverhältnisse vorgefunden haben,

als es in der heutigen Zeit der Fall ist. Gerade bei fliegenden Insekten als Beute spielt die Außentemperatur eine große Rolle für das Nahrungsangebot. Ebenso könnten sie durch den Torpor bzw. den Winterschlaf Wärme und damit Energie eingespart haben.

Die gemessenen Parameter von *Miniopterus schreibersii* und den beiden *Myotis*-Arten zeigen das Gegenteil zu *Rhinolophus hipposideros*. Hier sind die Werte der rezenten Arten höher. Bei den beiden *Myotis*-Arten gilt dies für alle Parameter, außer der Mandibelhöhe. Bei *Miniopterus schreibersii* ist neben der Mandibelhöhe auch die Länge und Breite von m3 betroffen. Diese Entwicklung könnte mit der Bergmannschen Regel erklärt werden. Außerdem könnte es bei *Miniopterus schreibersii* darauf hindeuten, dass sich m3 reduzieren.

Nyctalus leisleri hat sich in keinem der gemessenen Parameter sichtlich verändert. Möglicherweise konnte diese Art den Klimaunterschied zwischen dem Atlantikum und der heutigen Zeit durch andere Mechanismen wie z.B. Torpor oder Winterschlaf ausgleichen.

Die hier behandelten Arten (*Rhinolophus hipposideros*, *Miniopterus schreibersii*, *Nyctalus leisleri*, *Myotis myotis* und *Myotis b. oxygnathus*) sind, wie aus Kapitel 4 ersichtlich, alle zum heutigen Zeitpunkt in Rumänien heimisch. Wobei für alle genannten Arten, außer *Nyctalus leisleri* die Nordgrenze Rumäniens auch die nördliche Grenze ihrer Verbreitung darstellt.

Diese bevorzugen Felsenhöhlen als Tagesquartiere. Wohingegen Vertreter der Gattung *Nyctalus* Baumhöhlen und Nistkästen vorziehen. Weswegen es ungewöhnlich ist, dass diese Gattung in der Cheile Turzii eine so dominante Rolle in der Gattungszusammensetzung gespielt hat.

Bezüglich des Jagdverhaltens scheint es gut möglich, dass diese fünf Arten sympatrisch miteinander gelebt haben ohne sich gegenseitig Nahrungskonkurrenz gemacht zu haben. Zwar jagen drei der fünf Arten, die Ausnahmen bilden *Myotis oxygnathus* und *Miniopterus schreibersii*, bevorzugt im Wald, jedoch in unterschiedlichen Höhen. *Nyctalus leisleri* fliegt meistens über den Baumkronen, *Myotis myotis* ist ein sogenannter gleaner und *Rhinolophus hipposideros* jagt im freien Luftraum dazwischen (Kapitel 3.4.1.). Die anderen beiden Arten bevorzugen freies Gelände (*Miniopterus schreibersii*) oder Graslandschaften (*Myotis b. oxygnathus*).

8. Zusammenfassung

In der rumänischen Höhle Cheile Turzii wurden neben anderen Tiergruppen auch Reste von Chiroptera gefunden, die in die Bronzezeit (4200 bis 3800 a BC) datiert wurden. Es kann aufgrund der Ergebnisse davon ausgegangen werden, dass die vier Microchiropteragattungen *Rhinolophus*, *Miniopterus*, *Nyctalus* und *Myotis* in dieser Höhle sympatrisch gelebt haben. Auch heute noch findet man die Gattungen *Myotis*, *Rhinolophus* und *Miniopterus* häufig zusammen in Quartieren vor (Topál & Ruedi, 2011).

Gemessen wurden die Mandibellängen, -höhen, Coronoidhöhen und die Länge und Breite der ersten und dritten Molaren des Unter- und Oberkiefers.

Es zeigen sich unterschiedliche Trends in den vier verschiedenen Gattungen. Während *Miniopterus* in Hinsicht auf die Mandibellänge und Mandibelhöhe vor 4000 Jahren kleiner bis gleich groß gewesen zu sein scheint, ist bei *Rhinolophus* das Gegenteil der Fall. In nahezu allen Parametern, außer der Breite der vermessenen Molaren, waren die Werte der rezenten Vertreter niedriger. Bei den Werten der Gattung *Nyctalus* lies sich erkennen, dass die Molaren der beiden *Nyctalus*-Arten aus der Bronzezeit in Länge und Breite weniger unterschiedlich waren als die der rezenten Vertreter. Die zwei rezenten *Myotis*-Arten unterscheiden sich voneinander viel weniger stark als die der Gattung *Nyctalus*. Ursache dafür könnte sein, dass sich *Myotis myotis* und *Myotis b. oxygnathus* vermutlich erst im Mittel- oder Spätpleistozän in zwei Arten gespalten haben und dadurch eine geringe genetische Distanz aufweisen (Topál & Ruedi, 2011). Grundsätzlich lässt sich in allen gemessenen Parametern, außer der Mandibelhöhe, erkennen, dass die rezenten Arten höhere Werte aufweisen.

9. Abstract

In the Romanian cave Cheile Turzii several mammal groups were found among them the upper and lower jaws of Chiroptera. The Chiroptera remains date back to the Bronze Age (4000 years BP, Radiocarbon date must be mentioned here). Due to these results it can be assumed, that four Microchiroptera genera existed in the cave sympatric, *Rhinolophus*, *Miniopterus*, *Nyctalus* and *Myotis*. The genera *Rhinolophus*, *Miniopterus* and *Myotis* are often found together today as well (Topál & Ruedi, 2011).

Length and height of mandibles, the length of the coronoid and the length and width of the first and third molars of the upper and lower jaw were measured.

The four genera show different trends. With regard to length and height of the mandibles, recent *Miniopterus* tend to be of the same size or slightly larger than their representatives from the Bronze Age. In *Rhinolophus* it is just the opposite. All parameters, except the width of the m1 and m3 were larger in the material of the Cheile Turzii than in the extant material. The results of *Nyctalus noctula* and *N. leisleri* show that in Bronze Age m1 and m3 of the two species did not differ significantly in length and width from today's. The two different species of *Myotis* differ less from each other than the two from the genus *Nyctalus*. *M. myotis* and *M. oxygnathus* probably separated just recently in Middle – or Late Pleistocene. and due to this there is a short genetic distance between these two species (Topál & Ruedi, 2011). All measured parameters of upper and lower jaws, except of the height of the mandible, indicate a tendency of the genus *Myotis* to an increase in size of the mentioned parameters.

10. Abbildungsverzeichnis:

Abbildung 1: Externe Systematik der Chiroptera nach Grzimek (1987)

Abbildung 2: Paratyp von *Onychonycteris finneyi*. aus Habersetzer et al., 2008: 246

Abbildung 3: Fossile Formen der Chiroptera aus der Grube Messel und Wyoming aus Habersetzer et al., 2008: 248

Abbildung 4: Körperbau der Microchiroptera am Beispiel von *Eptesicus serotinus* aus Dietz et al., 2007:13

Abbildung 5: Kieferknochen von *Rhinolophus hipposideros* (Krapp, 2011:43)

Abbildung 6: Verschiedene Schädelknochen je nach Ernährungsform (Dietz et al., 2011: 24)

Abbildung 7: Physikalische Parameter, die das „Design“ von Ortungsrufen bestimmen aus Dietz et al., 2007:45

Abbildung 8: *Rhinolophus ferrumequinum* (Große Hufeisennase) auf Insektenjagd (Dietz et al., 2007:55);

Abbildung 9: *Myotis myotis* (Großes Mausohr) beim Trinken aus Dietz et al., 2007:2

Abbildung 10: Jahreszyklus von *Myotis myotis* aus Dietz et al., 2007:65

Abbildung 11: Kleine Hufeisennasen mit sichtbarem Hufeisen. Foto: Lylambda (<http://en.wikipedia.org/wiki/File:Bat%2820070605%29.jpg>, 19.03.2014)

Abbildung 12: Ruhende Kleine Hufeisennase. Foto: Matthieu Gauthier (http://en.wikipedia.org/wiki/File:Rhinolophus_hipposideros,_SIS.jpg, 19.03.2014)

Abbildung 13: Schädel von *Rhinolophus hipposideros* aus Roer & Schober: 43

Abbildung 14: *Myotis myotis* aus Dietz et al., 2007: 257

Abbildung 15: Schädel von *Myotis myotis* aus Güttinger et al., 2011: 129

Abbildung 16: Kleines Mausohr aus Dietz et al., 2007: 262

Abbildung 17: Schädel von *Myotis blythii oxygnathus* aus Krapp 2011: 217

Abbildung 18: Verbreitung von *Myotis blythii oxygnathus* aus Topal & Ruedi 2011: 223

Abbildung 19: *Miniopterus schreibersii* aus Dietz et al., 2007:371

Abbildung 20: Schädel von *Miniopterus schreibersii* aus Boye 2011: 1095

Abbildung 21: *Nyctalus leisleri* aus Dietz et al., 2007: 278

Abbildung 22: Schädel von *Nyctalus leisleri* aus Bogdanowicz & Ruprecht 2011: 720

Abbildung 23: Karte von Rumänien, das rote Symbol markiert die Lage der Cheile Turzii Höhle (Google Maps, Bearbeitung durch Streit)

Abbildung 24: Sedimentlagen der Cheile Turzii Höhle, von Lazarovici zur Verfügung gestellt.

Abbildung 25: Messstrecken am Unterkiefer und Zähnen der Chiroptera (Rabeder 1972:383)

Abbildung 26: Digitale Messvorrichtung von Mitutoyo (Foto von Streit)

Abbildung 27: Gattungszusammensetzung der Chiroptera Unterkiefern des Cheile Turzii Materials

Abbildung 28: Gattungszusammensetzung der Chiroptera Oberkiefern des Cheile Turzii Materials

Abbildung 29: Gattungszusammensetzung beim gesamten Material aus der Cheile Turzii Höhle

Abbildung 30: Anzahl der Chiropterafunde aus der Cheile Turzii pro Quadrant unter Berücksichtigung der Gattungen.

Abbildung 31: Anzahl der Chiroptera-Funde aus der Cheile Turzii nach Schicht und Gattungen.

Abbildung 32: Unterkiefer dext. von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), labial (Foto von Streit)

Abbildung 33: Unterkiefer dext. von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), lingual (Foto von Streit)

Abbildung 34: Unterkiefer dext. von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 35: Oberkiefer von *Rhinolophus hipposideros*, (NHM Wien 64816), occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 36: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe von *Rhinolophus hipposideros*

Abbildung 37: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe von *Rhinolophus hipposideros*

Abbildung 38: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Coronoidhöhe und Mandibelhöhe von *Rhinolophus hipposideros*

Abbildung 39: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

Abbildung 40: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

Abbildung 41: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des Unterkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

Abbildung 42: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M3 des Oberkiefers von *Rhinolophus hipposideros*

Abbildung 43: Unterkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016) lingual (Foto von Streit)

Abbildung 44: Unterkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016) labial (Foto von Streit)

Abbildung 45: Unterkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016) occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 46: Unterkiefer von *Miniopterus schreibersii*, (NHM Wien 56016), occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 47: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe der Gattung *Miniopterus schreibersii*

Abbildung 48: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe der Gattung *Miniopterus schreibersii*

Abbildung 49: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Coronoidhöhe und Mandibelhöhe der Gattung *Miniopterus schreibersii*

Abbildung 50: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers der Gattung *Miniopterus schreibersii*

Abbildung 51: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers der Gattung *Miniopterus schreibersii*

Abbildung 52: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des Unterkiefers der Gattung *Miniopterus schreibersii*

Abbildung 53: Vergleich Objekte aus der Cheile Turzii (rot) und dem NHM Wien (blau) in Hinsicht auf Länge und Breite des M3 des Oberkiefers der Gattung *Miniopterus schreibersii*

Abbildung 54: Unterkiefer sin. von *Nyctalus leisleri*, (NHM Wien 19594), labial (Foto von Streit)

Abbildung 55: Unterkiefer sin. von *Nyctalus leisleri*, (NHM Wien 19594), lingual (Foto von Streit)

Abbildung 56: Unterkiefer sin. von *Nyctalus leisleri*, (NHM Wien 19594), occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 57: Oberkiefer von *Nyctalus leisleri*, (NHM Wien 19594), Ansicht occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 58: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe

Abbildung 59: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün)) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe

Abbildung 60: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibelhöhe und Coronoidhöhe

Abbildung 61: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers

Abbildung 62: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) Objekte in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers

Abbildung 63: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des Unterkiefers

Abbildung 64: Vergleich der Objekte der Gattung *Nyctalus* aus der Cheile Turzii (rot), *N. leisleri* aus dem NHM Wien (blau) und *N. noctula* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des M3 des Oberkiefers

Abbildung 65: Unterkiefer sin. von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910) labial (Foto von Streit)

Abbildung 66: Unterkiefer dext. von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 18884) labial (Foto von Streit)

Abbildung 67: Unterkiefer sin. von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910) lingual (Foto von Streit)

Abbildung 68: Unterkiefer dext. von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 18884) lingual (Foto von Streit)

Abbildung 69: Unterkiefer sin. von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910) occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 70: Unterkiefer dext. von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 18884) occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 71: Oberkiefer von *Myotis myotis*, (NHM Wien 50910), occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 72: Oberkiefer von *Myotis blythii oxygnathus*, (NHM Wien 50910), occlusal (Foto von Streit)

Abbildung 73: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibellänge und Mandibelhöhe

Abbildung 74: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibellänge und Coronoidhöhe

Abbildung 75: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Mandibelhöhe und Coronoidhöhe

Abbildung 76: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des m1 des Unterkiefers Wien

Abbildung 77: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des M1 des Oberkiefers

Abbildung 78: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des m3 des Unterkiefers

Abbildung 79: Vergleich der Objekte der Gattung *Myotis* aus der Cheile Turzii (rot), *M. myotis* aus dem NHM Wien (blau) und *M. oxygnathus* aus dem NHM Wien (grün) in Hinsicht auf Länge und Breite des M3 des Oberkiefers

11 . Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Unter- und Oberkiefer nach Gattung geordnet

Tabelle 2: Anzahl der Objekte nach Quadranten geordnet.

Tabelle 3: Anzahl der Objekte nach Schichten geordnet.

Tabelle 4: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Rhinolophus hipposideros* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 5: Länge und Breite von M1 von Unter- und Oberkiefer von *Rhinolophus hipposideros* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 6: Länge und Breite von M3 von Unter- und Oberkiefer von *Rhinolophus hipposideros* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 7: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Miniopterus schreibersii* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 8: Länge und Breite des M1 des Unter- und Oberkiefers von *Miniopterus schreibersii* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 9: Länge und Breite des M3 des Unter- und Oberkiefers von *Miniopterus schreibersii* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 10: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 11: Länge und Breite des m1 des Unterkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 12: Länge und Breite des M1 des Oberkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 13: Länge und Breite des m3 des Unterkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 14: Länge und Breite des M3 des Oberkiefers von *Nyctalus* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 15: Mandibellänge, Mandibelhöhe und Coronoidhöhe von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 16: Länge und Breite des m1 des Unterkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 17: Länge und Breite des M1 des Oberkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 18: Länge und Breite des m3 des Unterkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

Tabelle 19: Länge und Breite des M3 des Oberkiefers von *Myotis* aus der Cheile Turzii, Rumänien und aus dem NHM Wien

12. Literaturverzeichnis

- Ayyildiz C. (2013):** Die Arvicolidae (Rodentia, Mammalia) aus der Cheile Turzii Höhle (Rumänien, Bronzezeit). Diplomarbeit zur Erlangung des Grades „Magistra der Naturwissenschaften“ an der Universität Wien, Wien
- Bateman G. (1987):** Die Tiere unserer Welt. Band 5 Nagetiere und Insektenfresser. Bertelsmann, Gütersloh (Lizenz des Equinox-Verlag Oxford), 92- 112.
- Bates M. E., Simmons J. A., Zorikov T. V. (2011):** Bats Use Echo Harmonic Structure to Distinguish Their Targets from Background Clutter. *Science* 333. 627 – 630
- Bernecker K. (2013):** „Nyctalus noctula (Chiroptera) aus der Cheile Turzii (Rumänien, Bronzezeit)“. Diplomarbeit zur Erlangung des Grades „Magistra der Naturwissenschaften“ an der Universität Wien, Wien
- Bogdanowicz W., Ruprecht A. L. (2011):** Nyctalus leiserli - Kleinabendsegler. In: KRAPP, F. (Hrsg.) Die Fledermäuse Europas: Ein umfassendes Handbuch zur Biologie, Verbreitung und Bestimmung. AULA-Verlag GmbH, Wiebelsheim. 717 - 756
- Boye P. (2011):** Miniopterus schreibersii - Langflügelfledermaus. In: KRAPP, F. (Hrsg.) Die Fledermäuse Europas: Ein umfassendes Handbuch zur Biologie, Verbreitung und Bestimmung. AULA-Verlag GmbH, Wiebelsheim. 1093 - 1122
- Boyles J. G., Cryan P. M., McCracken G. F., Kunz T.H. (2011):** Economic Importance of Bats in Agriculture. *Science* 332, 41-42.
- Braun M. & Weick F. (1994):** Fledermäuse brauchen Freunde. –Führer zu Ausstellungen, 12. Museum am Friedrichsplatz Karlsruhe. 48
- Campbell N. A.; Reece J. B. (2006):** Biologie. 6. Auflage. Pearson Studiums, München.
- Dietz C., Helverson, O.v., Nill, D. (2007):** Handbuch der Fledermäuse Europas und Nordwestafrikas. Biologie, Kennzeichen, Gefährdung. Franckh-Kosmos Verlags GmbH & Co. KG, Stuttgart.
- Franz M.O., Yovel Y., Melcón M.L., Stilz P., Schnitzler, H.U. (2012):** „Systematische Merkmalsbewertung in komplexen Ultraschallsignalen mit Lernmaschinen“. *Informatik Spektrum* 35(5), 348-353.
- Gebhard J. (1997):** Fledermäuse. Birkenhäuser Verlag. Basel.
- Grzimek B. (1987):** Grzimeks Enzyklopädie Säugetiere, Band 1. Kindler Verlag GmbH, München.
- Güttinger, R., Zahn, A., Krapp, F., Schober, W. (2011):** Myotis myotis – Großes Mausohr. In: KRAPP, F. (Hrsg.) Die Fledermäuse Europas: Ein umfassendes Handbuch zur Biologie, Verbreitung und Bestimmung. AULA-Verlag GmbH, Wiebelsheim. 123-208.

- Habersetzer J., Simmons N., Seymour K., Gunnell G., Schlosser-Sturm E.** (2008): Die Evolution des Fluges und der Echoortung. *Biologie unserer Zeit* 4 (38), 246 – 254
- Jones G., Teeling E. C.** (2006): The evolution of echolocation in bats. *Trends in Ecology and Evolution* 21(3). 149 – 156.
- Kahlke H. D.** (1981): Das Eiszeitalter. 1. Auflage. Urania-Verlag. Leipzig, Jena, Berlin.
- Königswald W. v., Hahn J.** (1981): Jagdtiere und Jäger der Eiszeit – Fossilien und Bildwerke. Konrad Theiss Verlag, Stuttgart.
- Königswald W. v.** (2010): Lebendige Eiszeit – Klima und Tierwelt im Wandel. 2. Auflage. Primus Verlag, Darmstadt
- Krapp F.** (2011): Die Fledermäuse Europas: Ein umfassendes Handbuch zur Biologie, Verbreitung und Bestimmung. AULA-Verlag GmbH, Wiebelsheim.
- Kulzer E.** (1987): Fledertiere – Einleitung. In: GRZIMEK, B. Grzimeks Enzyklopädie Säugetiere, Band 1. Kindler Verlag GmbH, München. 536-551
- Kulzer E., Schmidt U.** (1987): Fledertiere – Heutige Fledertiere. In: GRZIMEK, B. Grzimeks Enzyklopädie Säugetiere, Band 1. Kindler Verlag GmbH, München. 552 - 633
- Merritt J. F.** (2010): The Biology of Small Mammals. The Johns Hopkins University Press. Baltimore.
- Natuschke G.** (1960): Heimische Fledermäuse. A. Ziemsen Verlag. Wittenberg Lutherstadt
- Neuweiler G.** (1990): Echoortende Fledermäuse. *Biologie unserer Zeit* 3. 169 – 176
- Neuweiler G.** (1993): Biologie der Fledermäuse. Georg Thieme Verlag. Stuttgart.
- Penzlin H.** (2005): Lehrbuch der Tierphysiologie. 7. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag. Heidelberg.
- Petzsch H.** (1992): Die große farbige Enzyklopädie Urania Tierreich in sechs Bänden. Säugetiere. Urania-Verlagsgesellschaft mbH. Leipzig.
- Pflumm W.** (1996): Biologie der Säugetiere. 2. Auflage. Blackwell Wissenschafts-Verlag, Berlin, Wien.
- Rabeder G.** (1970): Die Insectivoren und Chiropteren (Mammalia) aus dem Altpleistozän von Hundsheim (Niederösterreich). Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades an der Universität Wien, Wien
- Rabeder G.** (1971): Die Insectivoren und Chiropteren (Mammalia) aus dem Altpleistozän von Hundsheim (Niederösterreich). *Annalen des Naturhistorischen Museums Wien* 76:375-474, Wien.
- Racey P. A., Entwistle, A. C.** (2000): Life-history and Reproductive Strategies of Bats. In: *Reproductive Biology of Bats*. Crichton, E. G., Krutzsch P.H. Academic Press, San Diego. 363-414.

- Rákossy L. (2001):** Diversität der Schmetterlinge (Lepidoptera) im Cheile Turzii Naturschutzgebiet (Siebenbürgen, Rumänien). *Entomologica Romanica* Volume 6: 55-92
- Richarz K., Limbrunner A. (1999):** Fledermäuse – Fliegende Koblde der Nacht. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co; Stuttgart
- Roer H., Schober W. (2011):** *Rhinolophus hipposideros* – Kleine Hufeisennase. In: KRAPP, F. (Hrsg.) Die Fledermäuse Europas: Ein umfassendes Handbuch zur Biologie, Verbreitung und Bestimmung. AULA-Verlag GmbH, Wiebelsheim. 39-58.
- Rosenau S. (2001):** Untersuchungen zur Quartiernutzung und Habitatnutzung der Breitflügelfledermaus *Eptesicus serotinus* (SCHREBER, 1774) im Berliner Stadtgebiet (Bezirk Spandau). Diplomarbeit an der Freien Universität Berlin.
- Sapper, N.R. (1996):** Hufeisennasen (Rhinolophiden – Chiroptera, Mammalia) aus dem Altpleistozän von Bad Deutsch-Altenburg (Niederösterreich). Diplomarbeit zur Erlangung des Grades „Magister der Naturwissenschaften“ an der Universität Wien, Wien
- Schober W. (1983):** Mit Echolot und Ultraschall. Die phantastische Welt der Fledertiere. Edition Leipzig für den Verlag Herder. Freiburg im Breisgau.
- Schober W., Grimmberger E. (1998):** Die Fledermäuse Europas – Kennen, Bestimmen, Schützen. 2. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag GmbH Co., Stuttgart
- Spitzberger F. (1990):** Die Fledermäuse Wiens. J & V Edition Wien Verlagsges.m.b.H., Wien
- Sterbing-D'Angelo S., Chadha M., Chiu C., Falk B., Xian W., Barcelo J., Zook J. M., Moss C. F. (2011):** Bat wing sensors support flight control. *PNAS* 108 (27). 11291 – 11296
- Teeling E. C. (2009):** Hear, hear: the convergent evolution of echolocation in bats?. *Trends Ecol Evol* 24(7). 351-354
- Tonzani S. (2010):** How to confuse thirsty bats. *Nature* 468, 181
- Topal G., Ruedi M. (2011):** *Myotis blythii* – Kleines Mausohr. In: KRAPP, F. (Hrsg.) Die Fledermäuse Europas: Ein umfassendes Handbuch zur Biologie, Verbreitung und Bestimmung. AULA-Verlag GmbH, Wiebelsheim. 209-255
- Ziegler B. (2008):** Paläontologie. – Vom Leben in der Vorzeit. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart

13. Danksagung

Abschließend möchte ich mich bei den Menschen bedanken, die mich während des Verfassens dieser Diplomarbeit und auch während des Studiums unterstützt haben.

Ein großer Dank geht an meine Betreuerin, Frau Univ.-Prof. Mag. Dr. Nagel, für die geduldige Unterstützung. In diesem Zuge bedanke ich mich auch bei den MitarbeiterInnen des Naturhistorischen Museums Wien, dem Leiter der Säugetierabteilung Frank Zachos und Kurator Herrn Alexander Bibl, für das zur Verfügung stellen des Materials und der Gerätschaften, mit besonderem Dank an Herrn Bibl für die herzliche Unterstützung.

Ich möchte mich insbesondere bei meinen Eltern bedanken, die mir dieses Studium in so vieler Hinsicht ermöglichen. Eure Unterstützung geht sehr weit über das Finanzielle hinaus.

Bedanken möchte ich mich außerdem bei den beiden Personen, die mich zu diesem Studium ganz besonders ermutigt haben, Dominique und Tamara. Ein zusätzlicher Dank gebührt Tamara für die Durchsicht dieser Arbeit. Ohne euch würde ich heute nicht da stehen, wo ich bin.

Zuletzt möchte ich mich generell bei meinen Freunden bedanken, für die Ermutigung, die Unterstützung, die Geduld und all den Input, den ich von euch immer wieder bekomme. Danke.

14. Anhang

14.1. Daten der Objekte aus dem NHM Wien

Art	Kiefer	Objektnr.	ML	MH	CH	M1/m1 L	M1/m1 B	M3/m3 L	M3/m3 B	Fundort	Fundjahr
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	54814	9,23	0,88	1,96	1,34	0,83	1,26	0,85	Neusiedel am See	1955
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	57190	8,98	0,96	1,46	1,28	0,80	1,08	0,80	Reichrahming	1997
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	56621	9,04	1,02	1,62	1,40	0,83	1,17	0,87	Aschach an der Steyr	1987
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	54816	9,43	1,10	1,62	1,35	0,81	1,23	0,82	Winden am See	1951
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	51067	9,33	1,02	1,66	1,37	0,82	1,17	0,81	Sankt Ulrich bei Steyr	1992
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	54815	9,46	0,86	2,07	1,21	0,82	1,23	0,86	Winden am See	1951
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	56622	9,40	0,85	1,64	1,44	0,94	1,27	0,93	Nussbach	1987
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	64840	8,85	0,94	1,95	1,42	0,86	1,14	0,91	Aschach an der Steyr	2002
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	55999	9,58	0,86	1,45	1,38	0,84	1,24	0,79	Kremsmünster	1977
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	61716	9,09	0,90	1,87	1,38	0,86	1,18	0,88	Sankt Ulrich bei Steyr	1999
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	64840				1,28	1,24	0,97	1,12	Aschach an der Steyr	2002
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	54815				1,25	1,50	1,11	1,31	Winden am See	1951
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	61716				1,35	0,75			Sankt Ulrich bei Steyr	1999
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	54816				1,21	1,34	1,07	1,26	Winden am See	1951
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	55999				1,16	1,07	1,03	1,31	Kremsmünster	1977
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	57190				1,32	1,11	0,89	0,92	Reichrahming	1997
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	56622				1,32	1,55	1,18	1,22	Nussbach	1987
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	51067				1,89	0,66	0,94	0,99	Sankt Ulrich bei Steyr	1992
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	54814				1,16	0,69	0,91	0,98	Neusiedel am See	1955
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	56621				1,29	1,20	0,95	1,02	Aschach an der Steyr	1987
<i>Myotis Myotis</i>	UK	36032	17,50	1,32	5,81	2,11	1,58	2,14	1,57	Großrahming	1986
<i>Myotis Myotis</i>	UK	53397	16,79	1,63	5,75	2,29	1,58	2,08	1,61	Großrahming	1988

<i>Myotis Myotis</i>	UK	51034	17,19	1,32	5,23	2,21	1,60	2,15	1,66	Sierning	1993
<i>Myotis Myotis</i>	UK	36033	17,66	2,51	5,65	2,11	1,61	2,09	1,55	Großbrahming	1986
<i>Myotis Myotis</i>	UK	52654	16,82	1,61	4,86	2,25	1,66	2,15	1,65	Großbrahming	1989
<i>Myotis Myotis</i>	UK	50910	16,35	2,49	5,88	2,18	1,91	2,03	1,57	Garsten	1987
<i>Myotis Myotis</i>	UK	52248	17,32	1,72	5,31	2,27	1,61	2,04	1,60	Sierning	1994
<i>Myotis Myotis</i>	UK	53396	17,30	1,47	5,31	2,29	1,67	2,13	1,61	Großbrahming	1988
<i>Myotis Myotis</i>	UK	51082	16,81	1,70	5,03	2,23	1,64	2,00	1,53	Ternberg	1992
<i>Myotis Myotis</i>	UK	53392	16,77	1,77	5,10	2,10	1,57	1,78	1,52	Großbrahming	1988
<i>Myotis Myotis</i>	OK	53392				1,88	1,91	1,54	1,87	Großbrahming	1988
<i>Myotis Myotis</i>	OK	51082				2,65	1,49	1,38	1,96	Ternberg	1992
<i>Myotis Myotis</i>	OK	53396				2,11	1,62	1,64	1,90	Großbrahming	1988
<i>Myotis Myotis</i>	OK	52248				2,20	1,75	1,21	2,50	Sierning	1994
<i>Myotis Myotis</i>	OK	50910				1,90	2,17	1,89	1,68	Garsten	1987
<i>Myotis Myotis</i>	OK	52654				2,29	1,55	1,31	2,03	Großbrahming	1989
<i>Myotis Myotis</i>	OK	36033				2,33	1,72	1,35	1,71	Großbrahming	1986
<i>Myotis Myotis</i>	OK	51034				1,98	1,93	1,50	2,06	Sierning	1993
<i>Myotis Myotis</i>	OK	53397				2,30	1,92	1,38	1,85	Großbrahming	1988
<i>Myotis Myotis</i>	OK	36032				1,90	1,68	1,03	1,77	Großbrahming	1986
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	57946	15,46	1,77	4,15	1,76	1,36	1,89	1,30	Heiligenkreuz	1998
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	18884	15,64	2,20	4,97	2,01	1,51	1,79	1,32	Kirchberg am Wechsel	1918
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	61484	15,32	1,47	3,40	2,02	1,22	1,66	1,34	Neulengbach	1998
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	29411	15,73	1,50	3,72	1,95	1,24	1,70	1,25	Hohe Wand	1977
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	53507	16,19	2,18	4,81	1,93	1,43	1,86	1,37	Altenmarkt an der Triesting	1991
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	56635	15,52	2,15	4,61	1,85	1,45	1,79	1,34	Otterthal	1971
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	57947	15,56	1,75	4,51	2,03	1,38	1,82	1,35	Heiligenkreuz	1998
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	65181	16,03	1,86	4,20	1,94	1,32	1,89	1,35	Bad Fischau-Brunn	2003
<i>Myotis oxygnathus</i>	UK	57948	15,05	1,69	4,53	1,94	1,28	1,82	1,34	Heiligenkreuz	1998
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	57948				1,86	1,46	1,18	1,53	Heiligenkreuz	1998

<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	65181				1,94	1,52	1,44	1,59	Bad Fischau-Brunn	2003
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	57947				2,08	1,90	1,28	2,57	Heiligenkreuz	1998
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	56635				2,07	1,57	1,22	2,40	Otterthal	1971
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	53507				2,10	1,71	1,38	1,69	Altenmarkt an der Triesting	1991
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	29411				1,97	1,40	1,41	1,83	Hohe Wand	1977
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	61484				2,11	1,39	1,07	1,52	Neulengbach	1998
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	18884				2,00	1,64	1,34	2,35	Kirchberg am Wechsel	1918
<i>Myotis oxygnathus</i>	OK	57946				2,10	1,59	1,29	1,91	Heiligenkreuz	1998
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56025	10,89	1,19	2,30	1,29	0,89	1,17	0,81	Sankt Margarethen	1956
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56017	10,87	1,04	2,55	1,31	1,00	1,19	0,90	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56016	10,61	1,23	2,20	1,32	0,95	1,12	0,69	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56018	10,70	1,27	2,70	1,33	0,94	1,10	0,82	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56021	10,63	1,05	1,83	1,54	0,91	1,34	0,94	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56019	10,88	1,37	2,27	1,37	0,96	1,22	0,76	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56022	10,98	1,10	2,59	1,51	0,91	1,34	0,75	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56020	10,69	1,02	2,79	1,41	0,99	1,24	0,76	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56024	10,63	1,16	2,17	1,51	0,97	1,25	0,81	Sankt Margarethen	1956
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	56023	11,01	1,14	2,21	1,38	0,93	1,15	0,75	Sankt Margarethen	1956
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56023				1,18	1,42	0,87	1,62	Sankt Margarethen	1956
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56024				1,30	1,25	0,93	0,78	Sankt Margarethen	1956
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56020				1,52	1,52	0,80	1,69	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56022				1,16	0,95	0,87	1,67	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56019				1,43	0,98	1,05	1,55	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56021				1,28	0,98	0,93	1,33	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56018				1,57	1,02	1,03	1,02	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56016				1,20	0,86	0,98	1,59	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56017				1,45	1,36	0,83	1,17	Sankt Margarethen	1955
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	56025				1,21	0,93	0,98	1,67	Sankt Margarethen	1956

14.2. Daten der Objekte aus der Cheile Turzii

Art	Kiefer	Objektnr	ML	MH	CH	M1/m1 L	M1/m1 B	M3/m3 L	M3/m3 B	Fundort
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 1	13,05	2,68	3,75			1,65	1,21	CT07,G7,1/2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 12		1,94	4,44	2,07	1,73	1,82	1,69	CT04,E6,1.05m
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 13							1,14	CT04, E6,gr5
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 14						1,88	1,28	CT04,E6, +1,1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 15	13,53	2,54	4,32	1,99	1,52	1,82	1,28	CT04,F6,2A
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 17	13,69	2,40	4,15			1,72	0,99	CT04,F6,2A
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 19	14,79	2,55	4,78			1,87	1,41	CT04,F6,2A
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 23		2,48		2,06	1,55			CT07,D6/2,1.8
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 26						1,86	1,26	CT06,F5,2A1
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 32	14,88	2,49	4,05			1,90	1,31	CT07,F5,2B1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 36	14,51	2,35		1,96	1,53	1,82	1,48	CT07,2B,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 39		2,84				1,81	1,47	CT07,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 40		1,48	3,60			1,96	1,54	CT07,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 41						1,91	1,39	CT07, 1.2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 42	14,16	2,18	4,71			1,83	1,54	CT07, 1.2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 44	15,79	2,57		2,04	1,31	1,87	1,38	CT07,E6/3,2.1-2.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 48		1,95	3,92			1,91	1,79	CT07,E6,1.6-1.8
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 49	15,30	2,32	4,25			1,85	1,22	CT07,E6,1.6-1.8
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 50	15,29	2,26	4,27	1,92	1,37	1,83	1,19	CT07,E6,1.6-1.8
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 53	14,66	2,42	5,32	2,07	1,53	1,74	1,26	CT06,G6,3
<i>Myotis myotis</i>	UK	c 54	15,73	2,46	4,45	2,06	1,00			CT06,G6,2A
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 62		2,33		1,91	1,48	1,76	1,38	CT06,G6-G7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 66	13,38	2,49	3,83	1,81	1,58	1,69	1,36	CT06,G6,Gr.5
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 73	12,92	2,34	3,48	1,67	1,46			CT06,G5,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c 74	13,58	2,35	3,71			1,73	1,06	CT06,G5,2A2

<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	75	13,21	2,00	3,66	2,00	1,33	1,91	0,97	CT06,G5,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	76	13,62	2,41	3,88	1,75	0,95	1,70	1,17	CT06,G5,1.2
<i>Myotis sp.</i>	UK	c	82		2,25	5,05	2,16	1,39	1,77	1,25	CT06,G5,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	84				1,96	1,45	1,76	1,16	CT06,G5,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	85				1,84	1,37	1,89	1,27	CT06,G5,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	86		2,34	4,46	1,99	1,53	1,74	1,29	CT06,G5,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	87		2,33	3,79			1,70	1,17	CT06,G5,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	88	13,87	2,31	3,58			1,76	1,20	CT06,G5,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	89	13,14	2,28	3,85			1,70	1,20	CT06,G5,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	91	13,19	2,34	3,84			1,72	1,29	CT06,G5,1.2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	93	14,28	2,65	5,06			1,67	1,32	CT06,G5,1.2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	94	14,99	2,22	4,62			1,79	1,45	CT06,G5,1.2
<i>Myotis sp.</i>	UK	c	99		1,52	3,63	2,28	2,01	1,73	1,72	CT07,F6,1.5-1.7,2B-2B1
<i>Myotis sp.</i>	UK	c	100	14,23	1,75	3,61	2,17	1,52	1,96	1,33	CT07,F6,1.5-1.7,2B-2B1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	108	13,47	2,49				1,74	1,20	CT07,F6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	109		2,29		1,99	1,51	1,81	1,43	CT07,F6,2A3
<i>Myotis sp</i>	UK	c	111		2,33	4,72	1,86	1,52	1,83	1,20	CT07,F6,2B
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	113	15,82	2,42	4,70			1,92	1,41	CT07,F6,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	114	13,50	2,55	3,71			1,68	1,27	CT07,F6,2A2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	116	15,36	2,14	4,00	1,94	1,49	1,78	1,38	CT07,F6/F7,A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	117		1,53		1,68	1,21			CT07,F6/F7,2B1
<i>Myotis sp.</i>	UK	c	123	14,60	2,21				1,89	1,12	CT07,F7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	126				1,59	1,43			CT07,F7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	127	13,69	2,38	3,72			1,81	1,26	CT07,F7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	128	13,53	2,74	3,99			1,81	1,40	CT07,F7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	129	13,32	2,56	3,78			1,71	1,19	CT07,F7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	130	13,84	2,57	3,87	1,85	1,37	1,82	1,26	CT07,F7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	131		2,46				1,73	1,15	CT07,F7

<i>Myotis myotis</i>	UK	c	146	15,24	2,34	4,46	1,91	1,24	1,85	1,12	CT07,G5,± 10
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	147	13,94	2,73	4,70			1,81	1,16	CT07,G5,± 10
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	148	13,16	2,61	3,42			1,77	1,35	CT07,G5,± 10
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	149	12,51	2,51	3,84			1,65	1,26	CT07,G5,± 10
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	153	15,73	2,39	4,70			1,96	1,36	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	154	13,31	2,70	3,51			1,69	1,26	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	155	13,65	2,58	3,93			1,71	1,27	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	156	13,58	2,34	4,02			1,75	1,32	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	157	13,76	2,72	4,08	1,83	1,48	1,74	1,28	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	158		2,44				1,80	1,07	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	159		2,34				1,77	1,13	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	160		2,43				1,71	1,26	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	161		2,37		1,77	1,36	1,76	1,23	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	173						1,77	1,17	CT07,G5,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	181	13,63	2,40	3,02			1,78	1,53	CT07,G5,2A2
<i>Myotis sp.</i>	UK	c	183	15,23	2,75		2,09	1,42	1,97	1,20	CT07,G5,2A2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	184	15,24	2,27				1,93	1,56	CT07,G5,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	186				1,77	1,18			CT 07, G5, 2A2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	187	15,56	2,64	4,31	1,80	1,25	1,58	1,22	CT07,G5,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	192	12,41	2,77	3,94	1,80	1,44	1,69	1,37	CT 07, G5, 2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	200		2,34				1,68	1,30	CT07,G5,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	201	11,16	2,71		1,82	1,47	1,67	1,16	CT 07, G5, 2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	203		2,43		1,91	1,66	1,80	1,39	CT07,G5,2A2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	210	15,53	2,32	4,38			1,90	1,15	CT07,G5,2A3
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	211	14,80	2,17	4,51	2,04	1,53	1,84	1,54	CT07,G5,2A3
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	213	15,36	2,26	4,78	2,10	1,62	1,97	1,46	CT07,G5,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	214	13,86	2,53	3,20			1,73	1,21	CT07,G52A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	218		2,59		1,77	1,23	1,63	1,04	CT07,G52A3

<i>Myotis sp.</i>	UK	c	220	16,28	2,58	3,39			1,84	1,26	CT07,G6
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	221	15,34	2,36	4,45	1,96	1,06	1,93	1,20	CT07,G6
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	222	15,24	2,37	4,37			2,00	1,37	CT07,G6
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	223	13,78	2,46	4,75			1,80	1,28	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	224	13,67	2,62	3,89			1,75	1,07	CT07,G6
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	225	15,21	2,43	4,47	2,06	1,66	1,92	1,43	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	226	13,35	2,85	3,86	1,82	1,58	1,74	1,38	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	227	13,70	2,63	3,98	1,96	1,45	1,72	1,22	CT07,G6
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	228	14,05	2,39	4,85			1,80	1,25	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	229	13,50	2,65	3,87	1,89	1,48	1,74	1,28	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	230		1,75	3,91			1,85	1,61	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	231	13,24	2,43	3,83			1,75	1,31	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	232	12,83	2,45	4,08			1,60	1,31	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	233	13,71	2,37	3,88					CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	234	13,44	2,02	3,64	1,94	1,43	1,85	1,24	CT07,G6
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	235	15,42	2,19	4,60	2,06	1,56	1,80	1,42	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	236	12,98	2,40	3,76			1,69	1,13	CT07,G6
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	238			4,10			1,90	1,58	CT07,G6
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	254	15,34	2,26	4,74	2,07	1,58	1,76	1,33	CT07,G6,± 0.10,1.2
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	256		1,61	4,87	1,61	1,22			CT07,G6,± 0.10,1.2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	263	12,18	2,44						CT07,G6,2B1
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	265	14,95	2,24	4,30	1,89	1,55	1,78	1,31	CT07,G6,2B1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	266		2,37				2,02	1,24	CT07,G6,2B1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	274	13,67	2,37	3,36			1,82	1,37	CT07,G6,2A1
<i>Myotis sp.</i>	UK	c	276	14,55	2,03	3,46	2,04	1,44	1,95	1,32	CT07,G6,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	277	13,54	2,51	4,05			1,71	1,24	CT07,G6,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	279	13,14	2,68		1,84	1,41			CT07,G6,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	280	13,64	2,61	3,87			1,75	1,32	CT07,G6,2A1

<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	283				1,98	1,34			CT07,G6,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	305		2,78		2,18	1,41	1,85	1,24	CT07,G6,0.1-0.2,2A1
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	308	15,75	2,29				1,83	1,16	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	311	13,60	2,41	3,88			1,71	0,98	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	313	13,75	2,23	3,56			1,75	1,18	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	315		2,52				1,82	1,51	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	316		2,50				1,78	1,41	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	317		2,71				1,78	1,28	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	322	13,70	2,33	3,92			1,82	1,39	CT07,G6,0.2-0.3,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	323	13,63	2,58		1,82	1,45	1,74	1,41	CT07,G6,0.2-0.3,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	325		2,38		1,96	1,37	1,71	1,22	CT07,G6,0.2-0.3,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	326				1,91	1,34	1,77	1,20	CT07,G6,0.2-0.3,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	347	13,66	2,39	3,41	1,85	1,59	1,79	1,40	CT07,G6,2A3
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	348	14,89	2,29	4,89	1,89	1,07	1,74	1,19	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	350	13,86	2,71	3,67			1,67	1,06	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	352	13,33	2,24	3,99			1,77	1,34	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	353	13,23	2,39	3,90			1,55	1,26	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	354	12,78	2,42	3,59			1,80	1,33	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	355	13,34	2,47	3,87	1,91	1,28	1,74	1,19	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	357	13,38	2,19	4,02	1,82	1,29	1,62	1,16	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	358		2,51	3,87			1,84	1,34	CT07,G6,2A3
<i>Myotis myotis</i>	UK	c	359	15,35	2,15	4,59	2,02	1,25	1,81	1,19	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	360		2,76		1,83	1,47	1,74	1,20	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	361	13,49	2,22	3,85					CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	362	13,70	2,24	3,87	1,96	1,69	1,83	1,38	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	367		2,23				1,77	1,34	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	370		2,26				1,76	1,20	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	371		2,39		1,92	1,35	1,66	1,19	CT07,G6,2A3

<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	372		2,07	3,79			1,77	1,41	CT07,G6,2A3
<i>Myotis sp.</i>	UK	c	388	14,42	2,09	4,27	2,04	1,54	1,69	1,42	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	390		2,63				1,75	1,17	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	393	13,12	2,44	3,89	1,88	1,46	1,77	1,12	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	400	13,35	2,64	4,10	1,86	1,21			CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	412	14,35	2,39				1,81	1,38	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	UK	c	416	14,02	2,60		2,02	1,27	1,83	1,14	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	24				2,20	1,50	0,81	1,53	CT06,F5,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	30				1,79	1,18	0,90	1,56	CT07,F5,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	103				1,54	0,94	1,19	0,91	CT07,F6,A3
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	110				2,24	1,54	1,23	2,18	CT07,F6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	112				2,00	1,36	1,12	1,68	CT07,F6,2A2
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	140				1,91	1,39	0,97	1,88	CT07,G5,2B
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	145				1,78	1,24	1,29	1,61	CT07,G5,1.5,A
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	205				2,31	2,25			CT07,G5,2A3
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	206				1,98	1,99			CT07,G5,2A3
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	253				2,14	1,82			CT07, G6
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	262				2,03	1,86			CT07,G6,±0.10,1.2
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	291				2,21	1,45	0,62	1,49	CT07,G6,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	293				2,07	1,28	1,14	1,42	CT07,G6,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	295				1,81	1,25	1,29	1,40	CT07,G6,2A1
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	299				2,24	1,65	1,13	1,52	CT07,G6,2A1
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	301				1,84	1,98			CT07,G6,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	302				1,59	0,89	0,97	0,77	CT07,G6,2A1
<i>Myotis myotis</i>	OK	c	303				2,23	1,53			CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	319				1,95	1,32	0,80	1,95	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	344				1,92	1,23	1,28	1,50	CT07,G6,2A3
<i>Myotis b. oxygnathus</i>	OK	c	345				1,87	1,30	1,30	1,54	CT07,G6,2A3

<i>Nyctalus leisleri</i>	UK	c	2					1,04	0,69	CT07,G7,1/2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	7		1,89		2,08	1,69	1,84	CT06, F7
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	11	13,22	2,49	3,67	1,76	1,36		CT04, 6+1m
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	16		2,12	4,15			1,74	CT04,F6,2A
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	18	13,69	2,43	3,90			1,70	CT04,F6,2A
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	25	12,82	2,16	3,53	1,75	1,31	1,65	CT06,F5,2B2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	27	13,05	2,30	3,76				CT06,F5,2A1
<i>Nyctalus sp.</i>	UK	c	31	13,05	1,52	4,76			1,45	CT07,F5,2B1a
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	33		3,06				1,85	CT07,F5,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	34		2,73				1,85	CT07,F5,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	43	9,15	1,87	3,94			1,58	CT07,G6,±0.10,1.2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	45	13,49	2,49	3,89	1,88	1,53	1,77	CT07,E6/1,1.9-2.05
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	55	13,73	2,29	4,17			1,67	CT06,G6,2A
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	56	13,12	2,30	4,44			1,58	CT06,G6,2A
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	58	13,26	2,25	3,92			1,80	CT06,G6-G7
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	63		1,70		1,66	1,23	1,46	CT06,F6,1.2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	64		2,46				1,79	CT06,F6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	65		2,58		1,51	1,50	1,78	CT06,F6-G6
<i>Nyctalus leisleri</i>	UK	c	66		1,47				1,28	CT06,G6,Gr.5
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	67		2,21				1,76	CT06,F6,1.1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	69				1,93	1,61	1,72	CT06,F6-G6
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	70	13,30	2,30	4,17			1,79	CT06,F6-G6
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	71	13,33	2,29	4,23			1,76	CT06,F6-G6
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	72	13,08	2,21	3,99	1,83	1,23	1,69	CT06,F6-G6
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	78	13,78	2,44				1,89	CT06,G5,2A
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	79	13,13	2,03	5,13	1,75	1,37	1,42	CT06,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	80	12,85	2,09	3,68				CT06,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	81						1,68	CT06,G5,2A1

<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	83					1,72	1,07	CT06,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	90	13,37	2,37			1,69	1,28	CT06,G5,1.2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	104	12,99	2,34	3,48		1,74	1,31	CT07,F6,A3
<i>Nyctalus leisleri</i>	UK	c	106		1,54	2,20	1,54	1,47	1,11	CT07,F6,A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	115		2,41			1,80	1,45	CT07,F6/F7,A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	124					1,59	1,80	CT07,F7
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	125					1,62	1,20	CT07,F7
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	137	13,20	2,12	4,86		1,47	1,01	CT07,G5,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	142	12,67	2,16	4,86		1,45	1,08	CT07,G5,2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	143	13,41	2,54	3,84		1,85	1,10	CT07,G5,2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	169	13,51		2,53	1,96	1,54	1,80	CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	170	13,79	2,36	3,73				CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	171		2,31		1,96	1,31	1,79	CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	172					1,74	1,00	CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	179		2,40			1,81	0,94	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus sp.</i>	UK	c	182	13,01	1,67	3,69	1,95	1,40	1,76	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus sp.</i>	UK	c	185	12,26	1,60	3,86	1,48	1,19	1,46	CT07.G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	188	13,69	2,81	4,13		1,76	1,29	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	189	12,91	1,92	4,81		1,50	0,96	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	190	13,77	2,61	4,03		1,72	1,24	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	191	13,74	2,18	3,92		1,81	1,29	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	193	12,89	2,30	4,24		1,65	1,42	CT07.G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	194	12,99	2,36	3,51		1,75	1,15	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	195	13,50	2,13	4,92		1,48	1,06	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	196	13,47	2,81	4,20		1,72	1,24	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	197	13,09	2,79	4,02		1,77	1,19	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	198			2,59	1,95	1,61	1,83	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	199		2,51		1,91	1,44	1,82	CT07,G5,2A2

<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	202		2,48				1,79	1,40	CT07.G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	207			4,56			1,39	1,05	CT07,G5,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	208			4,42			1,48	0,98	CT07,G5,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	209	13,90	2,53	3,18	1,77	1,37	1,76	1,32	CT07,G5,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	212	13,40	2,47	3,66	1,75	1,35	1,57	1,22	CT07,G5,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	215		2,41	4,36			1,76	1,18	CT07,G5,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	216	13,65	2,40	3,71			1,69	1,28	CT07,G5,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	217	11,99	2,28	3,55			1,64	1,06	CT07,G5,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	237		2,53				1,78	1,11	CT07,G6
<i>Nyctalus sp.</i>	UK	c	239	11,54	1,66	3,98	1,48	1,09	1,46	0,76	CT07,G6
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	242		2,28				1,70	1,30	CT07,G6
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	248		2,23				1,72	1,30	CT07,G6
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	255	13,58	2,73	4,16			1,72	1,28	CT07,G6,± 0.10,1.2
<i>Nyctalus sp.</i>	UK	c	257	10,40	1,84	3,19	1,44	1,18	1,41	1,02	CT07,G6,±0.10,1.2
<i>Nyctalus leisleri</i>	UK	c	259	8,80	1,23	2,51					CT07,G6,±0.10,1.2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	264		2,48	3,34			1,81	1,28	CT07,G6,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	273		2,16	4,59			1,78	1,61	CT07,G6,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	275	12,63	2,25	3,72			1,66	1,31	CT07,G6,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	278	13,56	2,57	3,98			1,70	1,09	CT07,G6,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	281	13,65	2,34	3,85			1,73	1,31	CT07,G6,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	287		2,22				1,51	1,05	CT07,G6,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	304	13,48	2,64	3,91			1,80	1,24	CT07,G6,0.1-0.2,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	306		2,65				1,68	1,46	CT07,G6,0.1-0.2,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	309	13,18	2,46				1,67	1,33	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	310	13,55	2,51	4,05			1,85	1,40	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	312	13,21	2,42	3,77			1,70	1,36	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	314	13,31	2,19	3,83	1,84	1,21			CT07,G6,1.2,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	327	13,00	2,65	4,02			1,78	1,42	CT07,G6,2A2

<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	328	13,54	2,83	3,93			1,69	1,40	CT07,G6,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	330				2,00	1,15	1,10	1,82	CT07,G6,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	349	13,16	2,31	3,36			1,75	1,22	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	351	13,04	2,29	3,83					CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	356		2,04	4,50	2,17	1,85	1,89	1,68	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	363	13,03	2,64	3,79			1,75	1,34	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	364		2,65		2,05	1,12	1,91	1,18	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	366		2,90		1,89	1,55	1,66	1,34	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	368		1,61				1,94	1,87	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	369		2,32				1,67	1,30	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	374		1,91		1,50	1,04	1,44	0,87	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	377		2,38		1,97	1,60	1,69	1,20	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus leisleri</i>	UK	c	384				1,24	0,81	1,00	1,10	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus leisleri</i>	UK	c	386	7,87	1,34	2,05			1,05	0,54	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	389	13,87	2,15	3,83			1,83	1,38	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus leisleri</i>	UK	c	392		1,46		1,48	1,08	1,13	0,93	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	395	13,50	2,84	4,04			1,72	1,35	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	396	12,74	2,27	4,47			1,81	1,36	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	397	13,35	2,11	3,57			1,56	1,10	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	398	13,26	2,04	4,74			2,05	1,45	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	399	13,29	2,31	4,08			1,70	1,41	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	401	13,21	2,54				1,69	1,38	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	402	13,06	2,34	3,87			1,67	1,35	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	403	13,29	2,20	3,81			1,70	1,43	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus sp</i>	UK	c	404	11,24	2,03	4,87					CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	405	13,50	2,76	4,00			1,81	1,50	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	407		2,54				1,76	1,16	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	408						1,54	1,15	CT07,G6.1,2A2-2B

<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	409					1,43	1,04	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	410		1,87	3,78		1,33	1,40	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	411				1,52	1,33	1,48	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	413		2,56			1,95	1,28	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	414	12,17	2,36	4,00		1,72	1,38	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	415		2,54			1,72	1,29	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	417		2,46			1,70	1,22	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	UK	c	420		2,26					CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	4				1,39	2,20	1,04	CT07,G7,1/2
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	68				1,56	1,65	1,09	CT06,F6,1.1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	119				1,55	2,29	1,23	CT07,F6/F7,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	121				1,42	1,97		CT07,F6/F7,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	134					1,03	1,97	CT07,G5,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	135					1,02	1,83	CT07,G5,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	136				1,53	2,05	1,19	CT07,G5,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	139				1,45	2,19	1,08	CT07,G5,2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	152				1,56	1,66	1,08	CT07,G5,± 10
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	163				1,61	1,94	0,88	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	164				1,52	1,83	1,00	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	165				0,97	1,72	1,56	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	166				1,79	1,94	0,80	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	168				1,52	1,48	0,89	CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	175				1,36	1,89	1,08	CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	176				1,47	2,16	1,14	CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	177				1,60	1,58	1,09	CT07,G5,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	178				1,58	1,57	0,98	CT07,G5,2A2
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	260				1,50	1,98	1,05	CT07,G6,±0.10,1.2
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	261					1,15	2,00	CT07,G6,±0.10,1.2

<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	298						1,08	2,17	CT07,G6,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	320				1,66	1,73	1,11	1,95	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	337				1,48	1,65	1,12	1,83	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	346				1,90	1,53	1,30	1,88	CT07,G6,2A3
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	425				1,36	1,82	1,18	1,97	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	426				1,65	1,38			CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	427						1,06	1,59	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	428				1,54	2,12	1,10	2,12	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	429						1,05	1,89	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	431				1,61	1,63	1,18	1,68	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	432						1,16	2,11	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	433				1,36	1,95	1,10	2,12	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	434				1,48	1,52	1,08	1,56	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	435				1,68	1,68	1,15	1,53	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	271				1,55	2,15	1,06	2,00	CT07,G6,2B1
<i>Nyctalus noctula</i>	OK	c	321				1,48	1,65	1,04	1,88	CT07,G6,1.2,2A1
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	28		1,10		1,28	1,15	1,34	1,19	CT06,F5,2A1
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	37	9,50	1,39	2,19	1,55	1,13	1,24	0,90	CT07,1.2
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	57	10,66	1,43	1,96	1,50	1,21	1,28	0,86	CT06,G6,2A
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	59	10,63	1,48	1,95	1,47	1,11	1,29	0,95	CT06,G6-G7
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	95	10,25	1,51	2,07	1,38	1,04	1,24	0,72	CT6,G5,2A2
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	96	10,05	1,40				1,38	0,92	CT6,G5,2A2
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	97		1,52		1,44	1,04	1,31	0,69	CT6,G5,2A2
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	118	10,55	1,55	2,23			1,26	0,99	CT07,F6/F7,2B1
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	122				1,48	0,95	1,41	0,79	CT07,F7,-30,1/2
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	132	10,14	1,49				1,32	0,78	CT07,G5
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	150		1,48		1,54	1,13	1,25	0,82	CT07,G5,± 10
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	174		1,49		1,41	1,23	1,31	1,04	CT07,G5,2A1

<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	240		1,54		1,48	0,80	1,36	0,84	CT07,G6
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	243		1,55	1,98			1,24	0,71	CT07,G6
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	246		1,48		1,36	0,98	1,37	0,94	CT07,G6
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	247		1,72	2,68			1,33	0,82	CT07,G6
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	267	10,58	1,54	2,10	1,42	0,95			CT07,G6,2B1
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	268	10,61	1,50	2,01	1,47	1,19	1,27	0,85	CT07,G6,2B1
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	269	10,58	1,41	2,03	1,50	1,23	1,26	0,95	CT07,G6,2B1
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	307		1,04		1,34	1,23	1,37	1,13	CT07,G6,0.1-0.2,2A1
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	375	10,67	1,70	1,84	1,50	1,17	1,23	0,89	CT07,G6,2A3
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	376	10,42	1,58	2,04	1,41	0,92	1,30	0,90	CT07,G6,2A3
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	380		1,48	2,10			1,26	0,91	CT07,G6,2A3
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	381		1,36	2,26			1,45	1,36	CT07,G6,2A3
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	383	10,26	1,55	2,15	1,47	1,09	1,25	0,78	CT07,G6,2A3
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	384		1,49		1,45	1,18	1,25	0,92	CT07,G6,2A3
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	419	10,86	1,52	2,22	1,47	1,18	1,29	0,94	CT07,G6.1,2A3-2B
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	421	9,96	1,37	1,94	1,43	0,92	1,20	0,82	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Miniopterus schreibersii</i>	UK	c	423				1,43	1,08			CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Miniopterus schreibersii</i>	OK	c	297				1,26	0,81			CT07,G6,2A1
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	6		1,56		1,70	1,15	1,48	1,00	CT07,G7,1/2
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	8	10,83	1,44	2,83			1,34	1,27	CT06, F7
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	38	10,37	1,61	3,15			1,33	1,01	CT07, 1.2
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	51	10,40	1,57	2,65	1,63	1,16	1,43	1,02	CT07,E/1,2.05-2.15,G7
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	52	11,51	1,59	2,68	1,60	0,98	1,46	0,81	CT07,E/1,2.05-2.15,G7
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	101	11,49	1,54	2,61	1,63	1,12			CT07,F6,1.5-1.7,2B-2B1
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	102	11,24	1,66	2,60	1,60	0,90	1,49	0,90	CT07,F6,1.5-1.7,2B-2B1
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	105	10,83	1,70	2,44			1,61	0,84	CT07,F6,A3
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	107	10,89	1,89	2,81	1,58	1,32	1,45	1,19	CT07,F6,2A3
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	144	10,49	1,50				1,37	0,70	CT07,G5,1.5,A

<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	162	10,91	1,44	2,42	1,66	1,07	1,39	0,81	CT07,G5,0.2-0.3,2A7
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	204		1,66		1,63	1,16	1,46	1,01	CT07,G5,2A2
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	219	11,78	1,62	2,65	1,60	0,90	1,43	0,71	CT07,G5,2A3
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	241	11,49	1,80	2,46			1,43	0,68	CT07,G6
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	244		1,49	2,65	1,68	1,13	1,47	1,55	CT07,G6
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	245		1,42	2,53	1,67	1,10			CT07,G6
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	258	10,54	1,65	2,58	1,58	0,88	1,33	0,72	CT07,G6,±0.10,1.2
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	284	11,42	1,50	2,51	1,66	0,69	1,43	0,90	CT07,G6,2A1
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	285	11,37	1,62	2,46	1,65	1,28	1,46	0,93	CT07,G6,0.2-0.3,2A2
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	286		1,40	2,60	1,64	0,99	1,42	0,76	CT07,G6,2A1
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	290		1,52	2,65			1,21	1,02	CT07,G6,2A1
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	324		1,50	2,58	1,63	1,27	1,46	0,84	CT07,G6,0.2-0.3,2A2
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	378				1,69	1,15			CT07,G6,2A3
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	382	7,53	1,07	2,10			1,04	0,71	CT07,G6,2A3
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	385		1,56		1,59	1,16	1,35	0,85	CT07,G6,2A3
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	391	11,20	1,79	2,54	1,61	0,55	1,44	0,53	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	UK	c	422		1,56	2,62	1,63	0,76	1,37	0,57	CT07,G6.1,2A2-2B
<i>Rhinolophus hipposideros</i>	OK	c	424				2,05	1,48			CT07, G6.1, 2A3-2B

14.3. Lebenslauf

Curriculum Vitae

Name: Angela Streit

Geboren am: 15.09.1987

Ausbildung

Juni 2014	Abschluss 2. Studienabschnitt
Juni 2013	Abschluss 1. Studienabschnitt
Seit Oktober 2010	Universität Wien Lehramtsstudium Biologie und Umweltkunde/Physik
Oktober 2007 – Juni 2011	Universität Graz Bachelorstudium Verhaltensbiologie
September 2002 – Juni 2007	HBLA Wien 10, 1100 Wien Ausbildungsschwerpunkt Sozialverwaltung
September 1998 – Juli 2002	BRG Polgarstraße, 1220 Wien
September 1994 - Juli 1998	Volksschule Schrebergasse, 1220 Wien

Praktika

Juni 2005 – August 2005	Hotel Dorferwirt am Irrsee als Service-Mitarbeiterin
Juli 2004	Allianz Elementar Versicherungs-AG, Bürotätigkeit