

Aus dem Institut für Anatomie
der Universitätsmedizin der Johannes Gutenberg-Universität Mainz

Mikroskopischer Nachweis des Organum orobasale
(Ackerknecht-Organ) bei der Hausmaus (*Mus musculus*)

Inauguraldissertation
zur Erlangung des Doktorgrades der
Zahnmedizin
der Universitätsmedizin
der Johannes Gutenberg-Universität Mainz

Vorgelegt von

Jan Robert Munk

aus Duisburg

Mainz, 2025

Wissenschaftlicher Vorstand: Univ.-Prof. Dr. Hansjörg Schild

1. Gutachter:

2. Gutachter:

Tag der Promotion: 04.07.2025

Inhaltsverzeichnis

I. Abkürzungsverzeichnis	IV
II. Abbildungsverzeichnis	V
III. Tabellenverzeichnis	VI
1. Einleitung	7
1.1 Die Hausmaus (<i>Mus musculus</i>)	7
1.2 Die orale Anatomie und Physiologie der Hausmaus	7
1.3 Die Zähne der Hausmaus	8
1.4 Die Mundschleimhaut der Hausmaus	10
1.5 Das Ackerknecht-Organ	11
1.6 Die Funktion des Ackerknecht-Organ	12
1.7 Das Ackerknecht-Organ bei Vertretern der Rodentia	13
2. Ziel der Dissertation	18
3. Material und Methoden	19
3.1 Untersuchte Tiere	19
3.2 Gewebeentnahme	19
3.3 Geschlechtsbestimmung	19
3.4 Gewebeaufarbeitung	20
3.5 Hämatoxylin-Eosin-Färbung	20
3.6 Azan-Färbung	21
3.7 Mikroskopische Auswertung	22
3.8 Materialien	23
4. Ergebnisse	24
5. Diskussion	37
6. Zusammenfassung	43
7. Literaturverzeichnis	44
8. Danksagung	50
9. Lebenslauf	51

I. Abkürzungsverzeichnis

%	Prozent
&	und
et al.	<i>et alia</i> [und andere]
z.B.	zum Beispiel
spec.	<i>species indeterminata</i> [Spezies unsicher]
Anm. d. Verf.	Anmerkung des Verfassers
cm	Zentimeter
mm	Millimeter
µm	Mikrometer
mM	Millimol
bzw.	beziehungsweise
S.	Seite
ca.	circa
g	Gramm
°C	Grad Celsius
min.	Minuten
H.E.	Hämatoxylin-Eosin

II. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Morphologie (A + B) und Entwicklung (C) der unteren Schneidezähne der Maus.	10
Abbildung 2: Ackerknecht-Organ beim Pferd.	12
Abbildung 3: Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei Vertretern der Rodentia.	17
Abbildung 4: Übersicht Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd.	27
Abbildung 5: Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd.	28
Abbildung 6: Maus Nummer 13, E17, weiblich, Bouin.	28
Abbildung 7: Multiple Vergrößerungen, Maus Nummer 13, E17, weiblich, Bouin.	29
Abbildung 8: Multiple Vergrößerungen, Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd.	30
Abbildung 9: Serienschnitt, Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd.	32
Abbildung 10: Serienschnitt, Maus Nummer 1, E17, männlich, Formaldehyd.	33
Abbildung 11: Serienschnitt, Maus Nummer 13, E17, weiblich, Bouin.	34
Abbildung 12: Serienschnitt Maus Nummer 21, E17, männlich, Bouin.	36
Abbildung 13: Maus Nummer 1, E15, weiblich, Formaldehyd, Maus Nummer 20, E15, weiblich, Bouin.	36
Abbildung 14: Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei Vertretern der Ordnung Rodentia mit aktueller Nomenklatur, inklusive <i>Mus musculus domesticus</i> .	38

III. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei Vertretern der Rodentia.	15
Tabelle 2: Hämatoxylin-Eosin-Färbetechnik.	21
Tabelle 3: Azan-Färbetechnik.	22
Tabelle 4: Materialliste.	23
Tabelle 5: Fixierungsmethode, Geschlecht und Befund der E17 Mäuse.	25
Tabelle 6: Fixierungsmethode, Geschlecht und Befund der E15 Mäuse.	26
Tabelle 7: Angaben zum paarigen Auftreten des Ackerknecht-Organs in der Literatur.	41

1. Einleitung

1.1 Die Hausmaus (*Mus musculus*)

Die Hausmaus (*Mus musculus*) gehört zur Ordnung der Nagetiere (Rodentia), zur Familie der Langschwanzmäuse (Muridae) und zur Unterfamilie der Altweltmäuse (Murinae) (Guénet, 2012).

Die Labormaus ist eine genetische Mischung aus den vier Subspezies *Mus musculus domesticus*, *Mus musculus castaneus*, *Mus musculus musculus* und *Mus musculus molossinus*. Der Hauptanteil des Genoms der Labormaus geht mit 68-92 % auf *Mus musculus domesticus* zurück (Linder und Davisson, 2012).

Sie wurde aus mehreren Gründen der beliebteste Säugetier-Modellorganismus für den Menschen (*Homo sapiens*). Dazu gehören ihre genetische Ähnlichkeit mit dem Menschen, die einfache Möglichkeit der genetischen Manipulation ihres Genoms und die Schaffung von Inzuchtstämmen (Vanhooren und Libert, 2013). Darüber hinaus ist die leichte, kostengünstige und schnelle Vermehrung der Mäuse in den Laboren von Vorteil (Matthews und Vosshall, 2020).

Die Hausmaus weist eine Kopf-Rumpf-Länge von bis zu 9,5 cm sowie eine Schwanzlänge von bis zu 10,5 cm bei einem Gewicht von bis zu 30 g auf (Hutterer, 2015).

Die weibliche Hausmaus ist nach der Paarung für ca. 18-21 Tage trächtig, bis es zum Wurf von bis zu 20 vorerst tauben und blinden Jungen kommt (Weiss et al., 2014). Diese öffnen ihre Augen etwa zehn bis 15 Tage nach der Geburt und können nach sechs Wochen sexuell aktiv werden (Hutterer, 2015). Bei guten Lebensbedingungen kann es bis zu zehn Würfe pro Jahr geben (Hutterer, 2015). Die Lebenserwartung, welche unter anderem abhängig von Stammzugehörigkeit, Geschlecht, Käfiggröße, Ernährung und einem Leben in Freiheit oder in Gefangenschaft ist, liegt zwischen fünf und 36 Monaten (Weiss et al., 2014).

Die Maus des Inzuchtstammes C57BL/6J wurde erstmals 1921 von C.C. Little, dem Gründer des Jackson Laboratory, gezüchtet. Die Zucht dieses Stammes begann mit der Kreuzung des Mäuseweibchens Nummer 57 mit Männchen Nummer 52. Die Mäuse dieses Stammes leben lange und haben eine niedrige Anfälligkeit für Tumore (The Jackson Laboratory, 1989).

C57BL/6J Mäuse gehören zu den am häufigsten genutzten Stämmen in der Laborforschung (Kang et al., 2018).

1.2 Die orale Anatomie und Physiologie der Hausmaus

Die Mundhöhle der Maus ist lateral von den Wangen, posterior von der Epiglottis und dem weichen Gaumen, superior vom harten und weichen Gaumen sowie inferior von der Zunge begrenzt. Anterior bilden die Lippen die Begrenzung der Mundhöhle. Hausmäuse haben, anders als z.B. Menschen, an der Oberlippe regelhaft eine Kontinuitätsunterbrechung der

Lippe, welche die oberen Schneidezähne exponiert. Als Inflexum pellitum zieht die Oberlippe in die Mundhöhle und schützt vor dem Eintritt von Fremdkörpern beim Nagen. Anders als beim Menschen existiert der Übergangsbereich zwischen Haut und Schleimhaut, das Lippenrot, sowie wie die Uvula bei der Hausmaus nicht (Treuting et al., 2018).

Die Kaumuskulatur ist mit dem Kiefergelenk und der Zahnmorphologie funktionell für das Nagen abgestimmt (Hutterer, 2015).

Es kann zwischen zwei verschiedenen Kauakten unterschieden werden: Dem Nagen mit den Schneidezähnen sowie dem Mahlen mit den Backenzähnen. Die besondere anatomische Anordnung des Musculus masseter sowie des Arcus zygomaticus unterscheidet die Nagetiere, einschließlich der Hausmaus, von anderen Säugetieren (Mancinelli und Capello, 2016).

Teile der Kaumuskulatur veränderten bei den Mäusen im Laufe der Phylogenese ihre anatomische Lage, indem sich die Ursprünge von Teilen der Musculi masseter und pterygoidei nach rostral verlagerten. Es entwickelte sich ein Wandel von einer transversalen Unterkieferbewegung zu einer Längsbewegung, einer ausgeprägteren Retrusion der Unterkieferzähne und einer verbesserten Fähigkeit zum Zermahlen der Nahrung (Hutterer, 2015). Wenn die Maus nicht kaut, befinden sich die Backenzähne in Okklusion (Mancinelli und Capello, 2016). Das Nagen wird hauptsächlich durch ein Verschieben der Mandibula ermöglicht (Hutterer, 2015). Die Backenzähne werden während des Nagens durch eine Subluxation der Mandibula aus der Okklusion genommen (Mancinelli und Capello, 2016). Beim Zermahlen der Nahrung befinden sich die Backenzähne dann wieder in Okklusion und die Unterkieferschneidezähne sind nach posterior gezogen (Mancinelli und Capello, 2016).

Der Umbau des Kauapparates verlief bei verschiedenen Vertretern der Nagetiere unterschiedlich, was sich in unterscheidbaren Morphologien zeigt. Bei den Mäusen imponiert z.B. ein erweitertes Foramen infraorbitale, durch das Teile des Musculus masseter medialis durchtreten, und eine Infraorbitalplatte, entstanden durch den expandierten Teil des Musculus masseter lateralis (Hutterer, 2015).

1.3 Die Zähne der Hausmaus

Die Hausmaus ist monophyodont, was bedeutet, dass sie nur eine Dentition erfährt (Goldberg et al., 2014). Das Gebiss des Menschen ist im Gegensatz dazu gemischt mono-/diphyodont und besitzt neben den 32 bleibenden Zähnen (Dentes permanentes) eine vorangegangene Dentition mit 20 Milchzähnen (Dentes decidui) (Treuting et al., 2018).

Die Maus hat insgesamt 16 Zähne. Sowohl im Ober- als auch im Unterkiefer sitzen je Kieferseite ein Schneidezahn und drei Molaren (Zahnschema 1003/1003) (Cobourne und Sharpe, 2010).

An der Stelle der nicht vorhandenen Eckzähne und Prämolaren besteht eine Zahnücke (Diastema) (Hutterer, 2015).

Plazentare Säugetiervorfahren der Maus, mit unreduzierter Anzahl an Zähnen, haben drei angelegte Schneidezähne pro Quadranten (Peterkova et al., 2014). Ihre angenommene Zahnformel besteht neben drei Schneidezähnen aus einem Eckzahn, vier Prämolaren und drei Molaren pro Quadranten (Zahnschema 3143/3143) (Cobourne und Sharpe, 2010). Die singular auftretenden Schneidezähne der Maus entsprechen dabei höchstwahrscheinlich den zweiten Schneidezähnen der Säugetiervorfahren (Politzer und Weizenberg, 1955).

Eine zahnbiologische Besonderheit bei *Mus musculus* im Vergleich zu vielen Säugetieren, einschließlich des Menschen, ist, dass die vier Schneidezähne der Maus kontinuierlich wachsen (Krinke und Weber, 2012). In der Wildnis werden die Zähne durch Samenschalen und andere harte Nahrung abgenutzt, wohingegen in Gefangenschaft, in Abhängigkeit von der Nahrung, ein Trimmen der Zähne nötig sein kann (Berdanier, 2012). Die Eruptionsrate ihrer oberen Schneidezähne beträgt ca. 2 mm pro Woche, die der unteren Schneidezähne ca. 2,8 mm pro Woche und durch die stetige Abnutzung führt dieses Wachstum zu einer konstanten Länge der Zähne (Garcia-Arocena, 2016). Die Lage und Eruption der unteren Schneidezähne sind fotografisch und schematisch im Altersverlauf in Abbildung 1 dargestellt. Die Schneidezähne weisen aktive Zelllagen von Ameloblasten sowie Odontoblasten auf. Die Ameloblasten der Schneidezähne produzieren den Zahnschmelz an den labialen Flächen ein Leben lang, wohingegen an der Oberfläche der restlichen Zähne, wie beim Menschen, nur während der Wachstumsphase der Zähne Schmelz gebildet wird und mit der Eruption dieser Vorgang zum Erliegen kommt (Scudamore, 2014).

Die Tatsache, dass bei den Schneidezähnen nur an den Labialflächen Zahnschmelz gebildet wird, ermöglicht die Selbstschärfung (Thegosis) der Scherkante durch Abnutzung (Usur) und Schliff der Zähne gegeneinander (Hutterer, 2015). Die Lingualflächen der Schneidezähne sind mit Zement bedeckt, an dem Kollagenfasern des Desmodonts anliegen (Piper et al., 2018).

Die Eruption der Schneidezähne bei *Mus musculus* findet im Alter von zehn bis 12 Tagen postnatal statt (Garcia-Arocena, 2016).

Der intra- und extraalveoläre Teil des Schneidezahnes der Maus besteht aus einer kontinuierlichen Krone, was bedeutet, dass der Zahn nicht, wie ein Backenzahn, in Wurzel und Krone mit unterschiedlichen Zahnhartsubstanzen unterteilt ist.

Das Foramen apicale dentis der Schneidezähne ist weiter als das der Backenzähne und wird im Laufe des Alterungsprozesses enger (Treuting et al., 2018).

Im postnatalen Alter von 16 Tagen eruptiert der erste Molar (M1) (Lungová et al., 2011).

Die Molareneruption dauert die ersten vier Lebensmonate an. Die Odontoblasten der Molaren bleiben zwar bestehen, sind aber in erwachsenen Mäusen vornehmlich inaktiv (Scudamore, 2014).

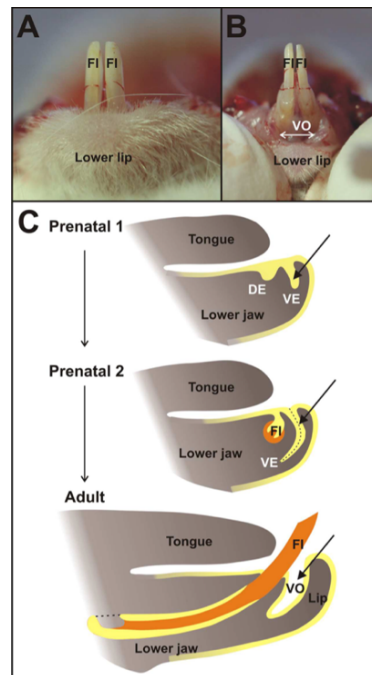


Abbildung 1: Morphologie (A + B) und Entwicklung (C) der unteren Schneidezähne der Maus. Fotografische Darstellung der unteren Schneidezähne (FI = functional incisor) mit regelhaft liegender Unterlippe (lower lip) (A) und exponiertem Vestibulum oris (VO) (B). Schematische Darstellung der Entwicklung der unteren Schneidezähne und des Vestibulum oris (C). Ausgehend vom Mundhöhlenepithel bilden sich zwei epitheliale Einsenkungen, anterior die vestibuläre Lamina (VE = vestibular epithelium) und posterior die Zahnleiste (DE = dental epithelium). Aus der Zahnleiste differenzieren sich die kontinuierlich nachwachsenden unteren Schneidezähne, aus der vestibulären Lamina das Vestibulum oris. (Entnommen aus: Hovorakova et al., 2016)

1.4 Die Mundschleimhaut der Hausmaus

Die Mundschleimhaut von Nagetieren unterscheidet sich von der Mundschleimhaut von Nicht-Nagern, einschließlich des Menschen. Nagetiere bilden im Unterschied zu Nicht-Nagern ein dünneres, keratinisiertes Epithel mit kleineren Reteleisten aus, wobei grundsätzlich die Dicke des Epithels sowie die Tiefe der Reteleisten direkt proportional mit der Größe der Art korreliert (Thirion-Delalande et al., 2017).

Die buccale Mucosa, die Gingiva und die Zungenunterseite der Maus zeigen ein variabel keratinisiertes Plattenepithel, wohingegen beim Menschen die buccale Mucosa nicht keratinisiert bis parakeratinisiert ist. Die Gingiva ist beim Menschen parakeratinisiert und die Zungenunterseite ist nicht keratinisiert (Treuting et al., 2018).

Die orale Mucosa von Affen und Meerschweinchen steht der des Menschen am nächsten und hat, wie auch die Mucosa anderer Nicht-Nager, ein dickeres Epithel als die Maus. Das Epithel der Maus besteht im Mundboden aus sechs bis acht Zellschichten, die Oberfläche der Zungenunterseite aus ebenfalls sechs bis acht und das Wangenepithel aus acht bis zwölf

Zelllagen. Bei Affen, Meerschweinchen und Hasen, ähnlich wie beim Menschen, treten an diesen Stellen 15-40 Zelllagen auf (Thirion-Delalande et al., 2017).

1.5 Das Ackerknecht-Organ

Das Ackerknecht-Organ, auch Organum orobasale oder Orobasal-Organ genannt, wurde von dem Tierarzt Eberhard Ackerknecht, unter anderem Prosektor des veterinär-anatomischen Instituts der Universität Zürich, untersucht. Er beschrieb das Organ erstmalig 1912 an den Säugetieren Pferd, Maultier, Esel, Rind, Ziege, Schaf, Reh, Schwein, Katze und Hund (Ackerknecht, 1912).

Er notierte beim Pferd „...das regelmäßige Vorhandensein zweier eigentümlicher, oft symmetrisch, oft ungleich ausgebildeter Öffnungen ... welche im Unterkiefer, je hinter I1 ... in der Schleimhaut des Mundhöhlenbodens ihren Sitz haben“ (Ackerknecht, 1912, S. 434-435). In Abbildung 2 sieht man die makroskopische sowie mikroskopische Morphologie des Ackerknecht-Organ beim Pferd.

Die erste Beschreibung des Ackerknecht-Organ beim Menschen erfolgte wenige Jahre später (1925-1926), als neben Untersuchungen und positiven Befunden bei Hunde- und Katzenembryonen auch bei zwei von 15 Embryonen des Menschen eine Epitheleinstülpung gefunden wurde, welche mit dem Ackerknecht-Organ vereinbar war (Eberle, 1925-1926).

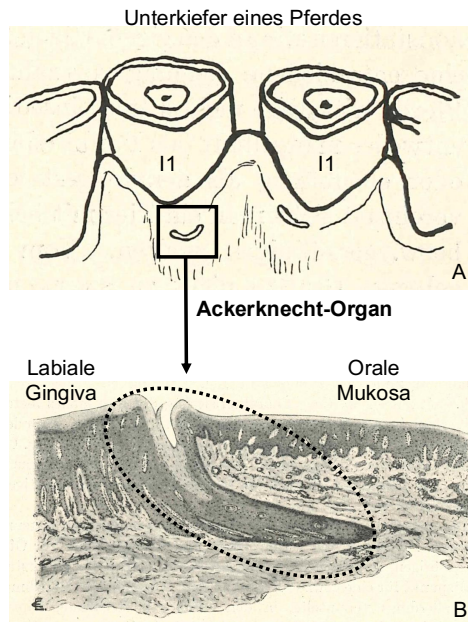


Abbildung 2: Ackerknecht-Organ beim Pferd. A: ca. 15-jähriger Wallach. B: 30 Monate alter Hengst, 15,5-fache Vergrößerung. (Verändert nach: Ackerknecht, 1912)

In der makroskopischen Ansicht (A) imponiert das Ackerknecht-Organ als gekrümmte Vertiefung, paarig unterhalb der unteren Schneidezähne. In B ist das Ackerknecht Organ als Epitheleinsenkung in mikroskopischer Ansicht, dargestellt. Links des Ackerknecht-Organ ist Gingiva mit dickem Stratum corneum und deutlicher Verzahnung des Epithels in den tieferen Schichten zu erkennen. Rechts vom Ackerknecht-Organ findet sich orale Mucosa, welche aufgrund geringerer mechanischer Belastung ein dünneres Stratum corneum als die Gingiva aufweist (Ackerknecht, 1912).

1.6 Die Funktion des Ackerknecht-Organ

In der Literatur wird überwiegend davon ausgegangen, dass es sich beim Ackerknecht-Organ um eine rudimentäre Struktur handelt. Das würde bedeuten, dass das Ackerknecht-Organ eine Struktur ist, deren ursprüngliche Funktion durch angepasste Lebensweisen und Verhalten im Laufe der Evolution verloren ging (Kutschera, 2008). Über die mögliche frühere Funktion gibt es verschiedene Denkansätze.

Keller (1921, S.282) vermutet, dass die „...heute zwecklose Ausbildung der Lichtung einem Kanalisationsbestreben im primitiven Sproß...“ entspräche. Es wird der Vergleich mit Haaranlagen sowie drüsigen Hohlorganen, insbesondere beim Hund, gezogen. Außerdem diskutiert er Ähnlichkeiten des Ackerknecht-Organ mit der Glandula sublingualis anterior, welche bei Reptilien zu finden ist.

Ebenso hegt Fahrenholz den Verdacht, es könne sich um eine rückgebildete Mundhöhlendrüse handeln, kritisiert aber den Vergleich mit der Glandula sublingualis anterior von Keller (Fahrenholz, 1937). Auch Nishiyama (1933, S. 430) schreibt: „...nach seinem Bau ist das Organ als eine Drüsenanlage aufzufassen...“ und schreibt weiter „...dass das

Ackerknecht'sche Organ ein Überbleibsel irgendeines während der phylogenetischen Entwicklung vorhandenen Drüsenausführungsgangs ist“ (S.431).

Eine weitere Hypothese besagt, dass Ackerknecht-Organ sei von Ästen des Nervus lingualis innerviert und ähnele dem Chievitz'schem Organ (Juxtaoralorgan). Eine Beteiligung des Ackerknecht-Organ bei der Regelung des Tonus des Mundhöhlenbodens und der Bewegung der Zunge und somit der Sprachbildung wird angenommen (Heine, 1992).

Da für diese „Sensorik-Hypothese“ jedoch experimentelle Belege fehlen, wird sie von anderen Autoren abgelehnt (Malinovsky et al., 1996).

Bis heute ist somit ungeklärt, welche Funktion das Ackerknecht-Organ hat oder hatte (Staeber und Schumann, 2022). Dennoch ist das Ackerknecht-Organ klinisch von Interesse, da es einen Zusammenhang zwischen dem Ackerknecht-Organ und der Entstehung von Dermoidzysten geben könnte (Zorzoli, 1953). Darüber hinaus besteht die Gefahr, dass das Ackerknecht-Organ mit Neoplasien der Mundhöhlenschleimhaut verwechselt wird, ähnlich wie beim Juxtaoralorgan (Danforth und Baughman, 1979).

1.7 Das Ackerknecht-Organ bei Vertretern der Rodentia

In Tabelle 1 und Abbildung 3 ist dargestellt, bei welchen Arten der Ordnung Rodentia das Ackerknecht-Organ nachgewiesen wurde. Basierend auf 5 Studien von Keller (1921), Ackermann (1924), Nishiyama (1933), Schückher (1937) und Künzel (1953) wurde das Ackerknecht-Organ bei mindestens 41 von mindestens 61 Individuen nachgewiesen.

Deutsche Artbezeichnung entsprechend der Originalarbeit	Lateinische Artbezeichnung entsprechend der Originalarbeit	Lateinische Artbezeichnung entsprechend der aktuellen Terminologie	Makroskopische und/oder mikroskopische Untersuchung	Anzahl positiver Ergebnisse zur Gesamtzahl untersuchter Individuen
[Alpen, Anm. d. Verf.] Murmeltier (Ackermann)	<i>Arctomys marmota</i>	<i>Marmota marmota</i>	makroskopisch mikroskopisch	9/9 1/1
Goldbauchhörnchen (Ackermann)	<i>Sciurus aureogaster</i> F. Cuv.	<i>Sciurus aureogaster</i>	makroskopisch	1/1
[Eurasisches, Anm. d. Verf.] Eichhörnchen (Ackermann)	<i>Sciurus vulgaris</i> L.	<i>Sciurus vulgaris</i>	makroskopisch	2/3

[Eurasisches Eichhörnchen, Anm. d. Verf.] (Nishiyama)	<i>Sciurus vulgaris corcanus</i> Sowerby	<i>Sciurus vulgaris</i>	mikroskopisch	0/≥1
[Japanisches Flughörnchen, Anm. d. Verf.] (Nishiyama)	<i>Pteromys momonga amygdali</i> Thomas	<i>Pteromys momonga</i>	mikroskopisch	≥1/≥1
Dornschwanzbilch (Ackermann)	<i>Idiurus macrotis</i>	<i>Idiurus macrotis</i>	makroskopisch	1/1
Afrikanischer Dornschwanzbilch (Ackermann)	<i>Anomalurus fraseri</i>	<i>Anomalurus derbianus</i>	makroskopisch	1/1
Feldmaus (Ackermann)	<i>Arvicola arvalis</i> Pall.	<i>Microtus arvalis</i>	makroskopisch	0/3
Wasserratte (Ackermann)	<i>Arvicola amphibius</i> L.	<i>Arvicola amphibius</i>	makroskopisch	1/1
Hausratte (Ackermann)	<i>Mus rattus</i> L.	<i>Rattus rattus</i>	makroskopisch	1/1
Weißer Ratte (Schückher)	<i>Mus decumans albus</i>	<i>Rattus norvegicus</i>	mikroskopisch	14/22
[Wanderratte, Anm. d. Verf.] (Nishiyama)	<i>Rattus norvegicus norvegicus</i>	<i>Rattus norvegicus</i>	mikroskopisch	≥1/≥1
[Wanderratte, Anm. d. Verf.] (Nishiyama)	<i>Rattus norvegicus</i> var. <i>albus</i> Fitzinger	<i>Rattus norvegicus</i>	mikroskopisch	≥1/≥1
[Japanische Tanzmaus, Anm. d. Verf.] (Nishiyama)	<i>Mus wagneri</i> var. <i>rotans</i> Fortuyn	<i>Mus musculus wagneri</i>	mikroskopisch	0/≥1
Lemming (Ackermann)	<i>Myodes lemnus</i> [sic!] L.	<i>Lemmus lemmus</i> *	makroskopisch	1/1

Siebenschläfer (Ackermann)	<i>Myoxus glis</i> L.	<i>Glis glis</i>	makroskopisch und mikroskopisch	2/2
Viscacha (Ackermann)	<i>Viscacia viscacia</i> Moll.	<i>Lagidium viscacia</i>	makroskopisch	0/2
Goldhase (Ackermann)	<i>Dasyprocta aguti</i> L.	<i>Dasyprocta leporina</i>	makroskopisch	0/1
Meerschweinchen (Ackermann)	<i>Cavia cobaja</i> L.	<i>Cavia porcellus</i>	makroskopisch mikroskopisch	2/2 unklar/2
[Meerschweinchen, Anm. d. Verf] (Nishiyama)	<i>Cavia cobaya</i> Schreber	<i>Cavia porcellus</i>	mikroskopisch	0/≥1
Meerschweinchen (Keller)	[<i>Cavia spec.</i> Anm. d. Verf.]	<i>Cavia porcellus**</i>	makroskopisch und mikroskopisch	0/2
Sumpfbiber/Biber- ratte (Ackermann)	<i>Myocastor coypus</i> Mol.	<i>Myocastor coypus</i>	makroskopisch	1/1
Amerikanisches Stachelschwein (Ackermann)	<i>Erethizon dorsatus</i> L.	<i>Erethizon dorsatus</i>	makroskopisch	1/1
Syrischer Goldhamster (Künzel)	<i>Mesocricetus auratus</i>	<i>Mesocricetus auratus</i>	makroskopisch und mikroskopisch	≥1/≥1

Tabelle 1: Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei Vertretern der Rodentia. Artbezeichnungen stammen aus den Originalquellen sowie Cruz et al., 2024, GBIF Secretariat, 2024 und Hutterer, 2015.

*Taxonomisch ist nicht eindeutig gesichert, ob es sich bei *Myodes lemnus* um *Lemmus lemmus* handelt.

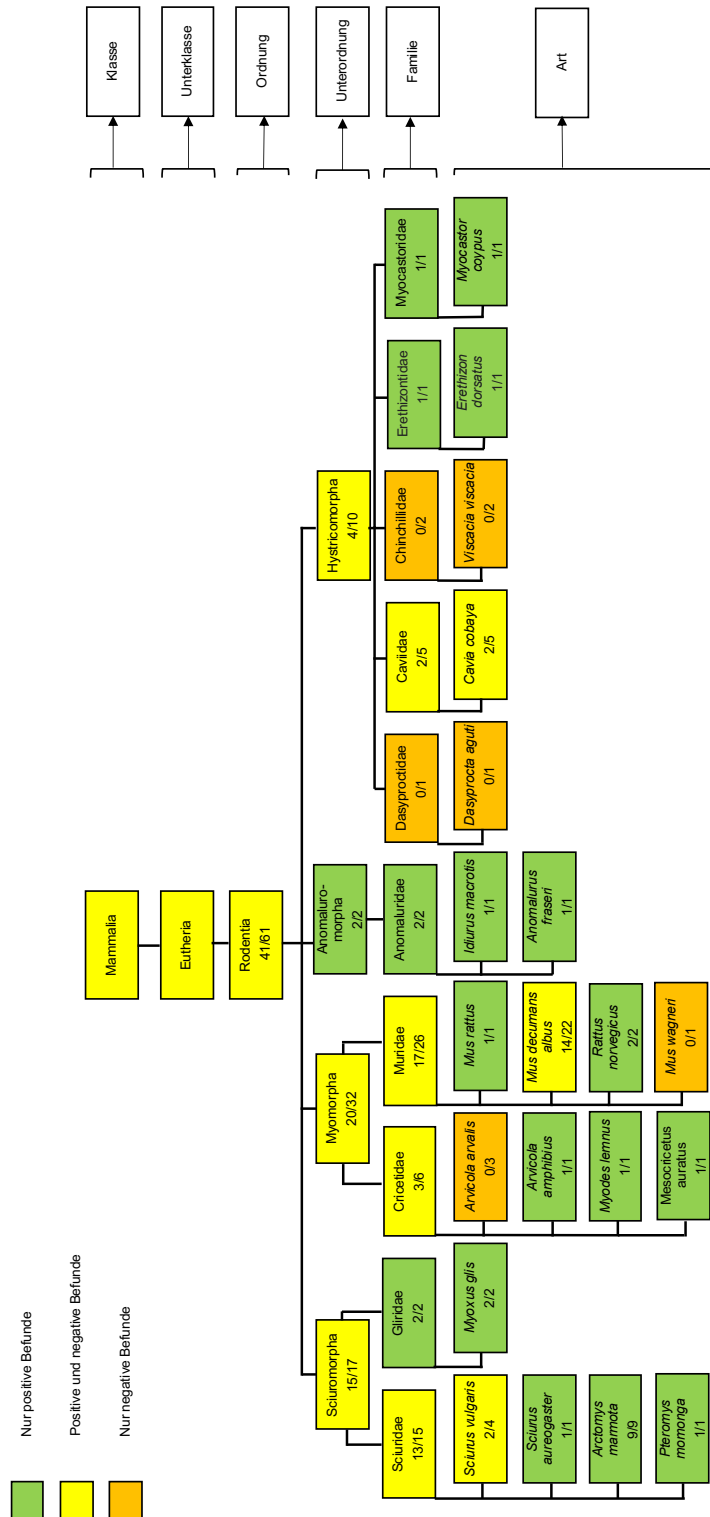
**Taxonomisch ist nicht eindeutig gesichert, ob es sich bei dem Meerschweinchen in der Studie von Keller um *Cavia porcellus* handelt

Bei den Tieren von Nishiyama und Künzel ist die Anzahl der untersuchten Individuen nicht bekannt. Es wird daher jeweils von mindestens einem untersuchten Individuum pro Art ausgegangen.

Das Alter der untersuchten Tiere ist überwiegend nicht genau angegeben. Die weißen Ratten, aus der Studie von Schückher, waren unterschiedlich große Embryonen. Die beiden Meerschweinchen von Keller wurden postnatal untersucht. Bei den Individuen von Nishiyama wird von ausgewachsenen Tieren gesprochen und für den Rest der untersuchten Individuen ist nicht bekannt welchen Alters die Tiere waren.

Bei den weißen Ratten in der Studie von Schückher wurde das Ackerknecht-Organ ausschließlich bei Weibchen festgestellt (Schückher 1937).

Zu den Geschlechtern der untersuchten Tiere ist in den anderen Quellen keine Information gegeben.



Die Zahl rechts des Querstriches benennt die Anzahl der untersuchten Individuen und die Zahl links des Querstriches beziffert die Anzahl der positiv befundenen Individuen (Positiv befunden = Ackerknecht-Organ vorhanden).

Abbildung 3: Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei Vertretern der Rodentia.

Taxonomische Einteilung entnommen aus: (Myers, P., 2024)

Bei den Tieren von Nishiyama und Künzel ist die Anzahl der untersuchten Individuen nicht bekannt (Siehe Tabelle 1). Es wird daher jeweils von mindestens einem untersuchten Individuum pro Art ausgegangen.

Die beiden Meerschweinchen in der Studie von Keller wurden zu den *Cavia cobaya* dazugezählt.

2. Ziel der Dissertation

In Vorarbeiten am Institut für Anatomie der Universitätsmedizin Mainz wurde das Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei verschiedenen Säugetierordnungen erstmals systematisch ausgewertet.

Um das Ackerknecht-Organ funktionell und morphologisch weiter zu charakterisieren, bietet sich die Nutzung eines Modellorganismus an. Mit einem Modellorganismus, wie z.B. der Hausmaus (*Mus musculus*), lässt sich mit größeren Kohorten und unter kontrollierten Laborbedingungen effektiv forschen. Dies könnte von Nutzen und Interesse für die Medizin und das anatomische und physiologische Verständnis verschiedener Arten sein. Da das Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei der Hausmaus nicht geklärt ist und bisher nur ein Individuum der Japanischen Tanzmaus (*Mus musculus wagneri*) untersucht wurde, soll im Rahmen dieser Dissertation das Vorkommen des Ackerknecht-Organs bei der Labormaus (*Mus musculus domesticus*) untersucht werden.

Folgende Fragestellungen sollen im Zuge dieser Dissertation bearbeitet und beantwortet werden:

- Ist das Ackerknecht-Organ bei *Mus musculus domesticus* vorhanden?
- Falls ja, wann entwickelt sich das Ackerknecht-Organ bei *Mus musculus domesticus*?
- Wie hoch ist die Prävalenz im Auftreten des Ackerknecht-Organs bei *Mus musculus domesticus* und existieren diesbezüglich geschlechtsspezifische Unterschiede?
- Wie stellt sich das Ackerknecht-Organ bei *Mus musculus domesticus* morphologisch dar?

3. Material und Methoden

3.1 Untersuchte Tiere

Es wurden 20 Labormausembryonen im embryonalen Alter von 15 Tagen (E15) und 21 Labormausembryonen im embryonalen Alter von 17 Tagen (E17) untersucht.

Zur Beantwortung der Fragestellungen wurden 41 histologische Schnittserien des präfrenulären Mundbodens von diesen Labormäusen angefertigt. Die untersuchten Mäuse gehören zum Inzuchtstamm C57BL/6J. Die Tötung der Tiere erfolgte zur Organ- und Gewebeentnahme. Es bestand somit weder eine Anzeige- noch eine Genehmigungspflicht.

3.2 Gewebeentnahme

Im pränatalen Alter von 15 und 17 Tagen ist die Untersuchung von Weichteilen des ventralen Anteils des Mauskopfes einfacher als im postnatalen Zustand, da postnatal die Kalzifizierung von Knochen und Zähnen voranschreitet. Eine postnatale Untersuchung würde bedeuten, dass vor einer histologischen Aufarbeitung eine Entkalkung erfolgen müsste, was sich negativ auf die Morphologie der Weichteile hätte auswirken können.

Die 41 Embryonen gehen zurück auf acht trächtige Mäuse, die mittels zervikaler Dislokation getötet wurden.

Im Anschluss wurden die Bauchräume geöffnet und die Embryonen entnommen. Die Embryonen wurden unmittelbar mittels Dekapitation getötet. Von den Embryonen wurde jeweils eine Gewebeprobe des Schwanzes zur Bestimmung des Geschlechtes entnommen.

3.3 Geschlechtsbestimmung

Die DNA aus der Gewebeprobe der Mäuse wurde mittels eines Lysepuffers und Proteinase K isoliert. Zur Geschlechtsbestimmung wurde eine Polymerasekettenreaktion (PCR) genutzt. Die verwendeten Primer waren: SX_R, 5'-GATGATTTGAGTGGAAATGTGAGGTA-3' und SX_F, 5'-CTTATGTTTATAGGCATGCACCATGTA-3'. Die Größe der abgelesenen Sequenz der DNA betrug beim Männchen 280 Basenpaare und beim Weibchen 685 Basenpaare.

Die PCR wurde durchgeführt mit dem Gerät Biometra Trio der Firma Analytik Jena (Analytik Jena AG, Jena, Deutschland) und dem Mastermix bestehend aus 16,536 µl H₂O, 5,2 µl Pufferlösung, 2,704 µl dNTPs (2,5mM), den Primern für X und Y mit jeweils 0,13 µl, 3 µl Taq-Polymerase und 1µl gDNA-Probe, in Summe 26 µl. Das Programm bestand aus initialer Denaturierung bei 94 °C für 2 min. Darauf folgten 35 Zyklen bei 94 °C für 30 s, 57 °C für 30 s, 55 °C für 30 s, 72 °C für 30 s und eine anschließende Elongation bei 72 °C für weitere 5 min. Von den E15 Embryonen waren sieben männlich und 13 weiblich und von den E17 Mausembryonen waren 14 männlich und sieben weiblich.

3.4 Gewebeaufarbeitung

Die Köpfe der Embryonen wurden als Ganzes in Fixativ gelegt. Um einen Einfluss der verwendeten Fixierlösung auf die Ergebnisse auszuschließen, wurden zwei verschiedene Fixierlösungen verwendet. Bei den E17 Embryonen wurden elf der Embryonen in 4 % gepufferter Formaldehyd-Lösung und zehn in Bouin-Lösung fixiert. Bei den E15 Embryonen erfolgte bei zehn Embryonen die Fixierung in 4 % Formaldehyd-Lösung, bei den verbleibenden zehn in Bouin-Lösung. Das Geschlechtsverhältnis in Bezug zu den verschiedenen Fixierlösungen ist in den Tabellen 5 und 6 dargestellt.

Nach der Fixierung und der Einbettung der Köpfe in Paraffin erfolgte die Anfertigung der Schnittserien mit dem Mikrotom Leica HistoCore AUTOCUT (Leica Biosystems Nussloch GmbH, Nussloch, Deutschland). Die Schnittdicke betrug 5 µm.

Jeder zehnte Schnitt wurde mit Hämatoxylin-Eosin angefärbt. Von jeder in Bouin fixierten E17 Maus wurden zusätzlich drei Objektträger aus dem Bereich der höchsten Auffindewahrscheinlichkeit des Ackerknecht-Organs, unterhalb der sich entwickelnden unteren Schneidezähne, mit der Azanfärbung angefärbt.

3.5 Hämatoxylin-Eosin-Färbung

Die Hämatoxylin-Eosin-Färbung (H.E.-Färbung) ist eine Routinefärbung der Histologie, welche durch eine hohe Reproduzierbarkeit und qualitative Konstanz besticht (Lang, 2013). Zudem ist die Anwendung der H.E.-Färbung einfach und schnell und gilt in der Histologie als die wichtigste Färbung (Riedelsheimer und Büchl-Zimmermann, 2015).

Es werden mit verschiedenen Farbstoffen Kerne und Plasma der Zellen angefärbt. Der Farbstoff Hämatein, welcher durch Oxidation von Hämatoxylin entsteht und mit Zusätzen verschiedener Metallsalze zu positiv geladenem Hämalaun reagiert, sorgt dabei für eine violette Färbung der negativ geladenen und basophil reagierenden Nukleinsäuren der Zellkerne. Der negativ geladene anionische Farbstoff Eosin färbt das Zytoplasma und Kollagenfasern rot, indem er an positiv geladene Proteine bindet (Lang, 2013).

Folgende Arbeitsschritte wurden durchgeführt (Tabelle 2):

Arbeitsschritt: Präparat auf Objektträger	Dauer in Minuten
In Xylol 1 einlegen	10
In Xylol 2 einlegen	10
In Xylol 3 einlegen	10
In 98 % Alkohol 1 einlegen	5
In 98 % Alkohol 2 einlegen	5
In 96 % Alkohol 1 einlegen	5

In 96 % Alkohol 2 einlegen	5
Mit <i>Aqua destillata</i> spülen	
In Hämatoxylin einlegen	10
Fließend wässern mit Leitungswasser	15
In Eosin einlegen	3-5
Mit <i>Aqua destillata</i> spülen	
Durch 80 % Alkohol ziehen	
Durch 96 % Alkohol 1 ziehen	
Durch 96 % Alkohol 2 ziehen	
In 98 % Alkohol 1 einlegen	5
In 98 % Alkohol 2 einlegen	5
In Xylol 1 einlegen	5
In Xylol 2 einlegen	5
In Xylol 3 einlegen	5
Mit Cytoseal™ eindecken	

Tabelle 2: Hämatoxylin-Eosin-Färbetechnik.

3.6 Azan-Färbung

Die Azan-Färbung nach Heidenhain gehört zu den Mehrfachfärbungen und wird durch entstehende Farbkontraste für Übersichtspräparate verwendet. Sie setzt sich aus den Namen der Farbbestandteile Azokarmin und Anilinblau zusammen, wobei das saure Azokarmin die Zellkerne rot und das basische Anilinblau das kollagene und retikuläre Bindegewebe blau färbt. Das Azokarmin färbt vorerst das gesamte Gewebe und wird danach aus dem Bindegewebe wieder hinausgelöst, wobei die Zellkerne vom Azokarmin angefärbt bleiben. Nach der Entfernung des Azokarmins aus dem Bindegewebe wird in einem zweiten Färbeschritt das Gewebe mit Anilinblau und Orange G blau gefärbt. Dabei verteilt sich das Orange G auch im Zellkern, wo es jedoch in Gegenwart des Azokarmins farblich nicht auffällt. Das Anilinblau dringt nur in das Bindegewebe ein (Riedelsheimer und Büchl-Zimmermann, 2015).

Die einzelnen Arbeitsschritte zur Darstellung der Gewebekomponenten sind folgend in Tabelle 3 dargestellt. In Tabelle 4 sind verwendete Materialien für die histologische Aufbereitung aufgelistet.

Arbeitsschritt	Dauer in Minuten
In Xylol 1 einlegen	10
In Xylol 2 einlegen	10

In Xylol 3 einlegen	10
In 98 % Alkohol 1 einlegen	5
In 98 % Alkohol 2 einlegen	5
In 96 % Alkohol 1 einlegen	5
In 96 % Alkohol 2 einlegen	5
Aus 96 % Alkohol vorbeizen in Anilin	5
In Azokarmin bei 56-60 °C einlegen	4-60
In verschlossenem Gefäß auf Zimmertemperatur abkühlen lassen.	15-30
Abspülen mit <i>Aqua destillata</i>	
Differenzieren in alkoholischer Anilinlösung, bis die Kerne deutlich hervortreten	15
Auswaschen des Anilins in essigsauerm Alkohol	1
Beizen in Phosphorwolframsäure	60-180
Abspülen mit <i>Aqua destillata</i>	
In 1:2 verdünntes Anilinblau-Orange G-Essigsäure Gemisch einlegen	20
Auswaschen mit <i>Aqua destillata</i>	
Differenzieren in 96 % Alkohol	2
Entwässern in 100 % Alkohol	10
In Xylol einlegen und mit Cytoseal™ eindecken	5

Tabelle 3: Azan-Färbetechnik.

3.7 Mikroskopische Auswertung

Zur qualitativen Bewertung der Schnitte wurde ein Mikroskop der Marke Olympus und des Typs BX40 (Evident Corporation, Tokyo, Japan) benutzt. Für die fotografische Dokumentation der Schnitte wurde ein Mikroskop der Marke Zeiss und des Typs Axiophot (Zeiss AG, Oberkochen, Deutschland) mit fünfzigfacher, hundertfacher, zweihundertfacher und vierhundertfacher Vergrößerung sowie die dazugehörige Digitalkamera JVC KY-F75U (JVC Kenwood Corporation, Yokohama, Japan) und das Computerprogramm DISKUS Version MIL 7.5 4.80.7713-#291 (Technisches Büro Hilgers, Königswinter, Deutschland) genutzt.

Initial wurde jeder mit H.E. gefärbte Schnitt untersucht. Beim positiven Befund wurden die umliegenden Schnitte mit H.E. gefärbt, bei denen die Verdachtsstruktur erkennbar war. Es wurden so lange weitere Schnitte angefärbt, bis keine Epitheleinsenkung mehr auf den

Schnitten zu erkennen war, damit eine räumliche Einschätzung der Struktur ermöglicht wurde. Von allen E17 Mäusen und zwei Individuen der E15 Mäuse wurde daraufhin eine Fotodokumentation angefertigt.

3.8 Materialien

Firma	Produkt	Artikelnummer
Carl Roth GmbH + Co. KG	ROTI® Histofix 4 %, säurefreie, phosphatgepufferte Formaldehydlösung	
MORPHISTO GmbH	MORPHISTO® BOUIN Fixierlösung	10153.01000
MORPHISTO GmbH	Anilinblau-Orange G-Gebrauchslösung	10144.01000
MORPHISTO GmbH	Phosphorwolframsäure 5 %	10324.01000
MORPHISTO GmbH	Essigsaurer Alkohol 1 %/96 %	11374.01000
MORPHISTO GmbH	Anilinalkohol	10138.01000
MORPHISTO GmbH	Azokarmin	10147.01000
Merck KGaA	Mayers Hematoxylin-Lösung	MHS32-IL
Merck KGaA	Eosin-Y-Solution aqueous	HT110232-IL
fisher scientific, part of Thermo Fisher Scientific Inc.	Expredia™ Cytoseal™ Mountant, XYL	

Tabelle 4: Materialliste.

4. Ergebnisse

Es wurden 21 Labormäuse im Alter E17 untersucht. 14 davon waren männlich und sieben weiblich.

Von den 21 Mäusen wiesen 19 eine Struktur auf, welche morphologisch mit dem Ackerknecht-Organ vereinbar ist, was einer Prävalenz von 90 % entspricht. Von den 19 positiven Mäusen waren 13 männlich und sechs weiblich. Von den 19 positiven Mäusen waren neun in Bouin fixiert. Davon waren sieben männlich und zwei weiblich. Zehn von den 19 Mäusen waren in Formaldehyd fixiert, davon waren sieben männlich und drei weiblich (Tabelle 5).

Die beiden Tiere, bei denen das Ackerknecht-Organ nicht erkennbar war, waren ein Männchen und ein Weibchen. Ein mögliches Ackerknecht-Organ ist in der Übersichtsaufnahme in Abbildung 4 exemplarisch dargestellt.

Es wurden 20 Mäuse im Alter E15 untersucht. Lediglich 19 wurden ausgewertet, weil ein Exemplar aufgrund mangelhafter Fixierung nicht auswertbar war.

Zehn der E15 Mäuse waren in Bouin fixiert und zehn in Formaldehyd. Von den zehn Bouin Mäusen waren vier männlich und sechs weiblich und von den in Formaldehyd fixierten Mäusen waren drei männlich und sieben weiblich.

Bei keiner der untersuchten E15 Mäuse zeigte sich eine Struktur, die morphologisch mit dem Ackerknecht-Organ in Beziehung gebracht werden konnte (Tabelle 6).

Maus	Formaldehyd (F) Bouin (B)	Positiv (+) Negativ (-)	Männlich (XY) Weiblich (XX)
1	F	+	XY
2	F	+	XX
3	F	+	XY
4	F	+	XX
5	F	+	XX
6	F	+	XY
7	F	+	XY
8	F	+	XY
9	F	+	XY
10	F	+	XY
11	F	-	XX
12	B	+	XY
13	B	+	XX
14	B	+	XY
15	B	+	XY
16	B	+	XY
17	B	-	XY
18	B	+	XX
19	B	+	XY
20	B	+	XX
21	B	+	XY

Tabelle 5: Fixierungsmethode, Geschlecht und Befund der E17 Mäuse. Es wurde zwischen der Fixierung mit Formaldehyd und Bouin sowie dem Geschlecht der Mäuse differenziert. Ein Plus entspricht einer Epitheleinsenkung vereinbar mit dem Ackerknecht Organ. Ein Minus entspricht dem Fehlen eines Ackerknecht-Organ.

Maus	Formaldehyd (F) Bouin (B)	Positiv (+) Negativ (-)	Männlich (XY) Weiblich (XX)
1	F	-	XX
2	F	-	XX
3	F	-	XX
4	F	-	XX
5	F	-	XX
6	F	-	XY
7	F	-	XX
8	F	-	XY
9	F	-	XX
10	F	-	XY
11	B	-	XY
12	B	Nicht auswertbar	XY
13	B	-	XY
14	B	-	XX
15	B	-	XY
16	B	-	XX
17	B	-	XX
18	B	-	XX
19	B	-	XX
20	B	-	XX

Tabelle 6: Fixierungsmethode, Geschlecht und Befund der E15 Mäuse. Es wurde zwischen der Fixierung mit Formaldehyd und Bouin sowie dem Geschlecht der Mäuse differenziert. Ein Plus entspricht einer Epitheleinsenkung vereinbar mit dem Ackerknecht-Organ. Ein Minus entspricht dem Fehlen eines Ackerknecht-Organ. Bei keinem der untersuchten Embryonen konnte ein Ackerknecht-Organ nachgewiesen werden. Maus Nummer zwölf konnte wegen mangelhafter Fixierung nicht ausgewertet werden.



Abbildung 4: Übersicht Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd. Oben rechts im Bild erkennt man den Oberkiefer, oben links die Zunge und in Bildmitte den Unterkiefer mit umkreistem Ackerknecht-Organ.

Das Ackerknecht-Organ bei den E17 Mäusen stellt sich als Epitheleinsenkung im Unterkiefer, im Übergangsbereich von orthokeratinisierter Mundschleimhaut und schwach parakeratinisierter Mundschleimhaut dar (Abbildung 4). Es liegt mittig posterior der unteren Schneidezähne und etwa 500 bis 550 μm anterior der Caruncula sublingualis. Es variiert in seiner Morphologie und präsentiert sich von muldenartig, breit und flach, bis tief, schmal, ampullenartig.

In Abbildung 5 ist ein Ackerknecht-Organ mit häufig anzutreffender ampullärer Morphologie dargestellt. Abbildung 6 zeigt ein weiteres Exemplar mit muldenartiger Form.

Es handelt sich um eine blind endende Epitheleinsenkung. Reteleisten waren in keinem der vorliegenden Fälle zu erkennen.

In den Abbildungen 7 und 8 ist die unterschiedliche Ausprägung der Epitheleinsenkung detailliert in fünfzigfacher bis vierhundertfacher Vergrößerung zu sehen.

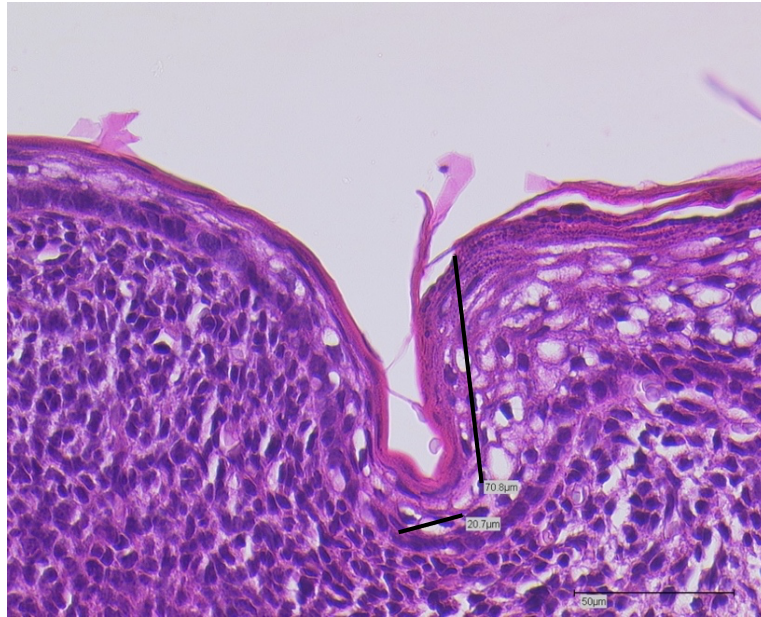


Abbildung 5: Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd. Rechts der Einsenkung kann man Epithelabschilferungen der obersten Zellschicht (Stratum corneum) der Schleimhaut gut erkennen, wohingegen links der Einziehung ein schwach parakeratinisiertes Epithel der Mundhöhlenschleimhaut zu sehen ist. Die vertikale Ausdehnung der Epitheleinsenkung beträgt 70,8 μm und die horizontale Ausdehnung beträgt 20,7 μm .

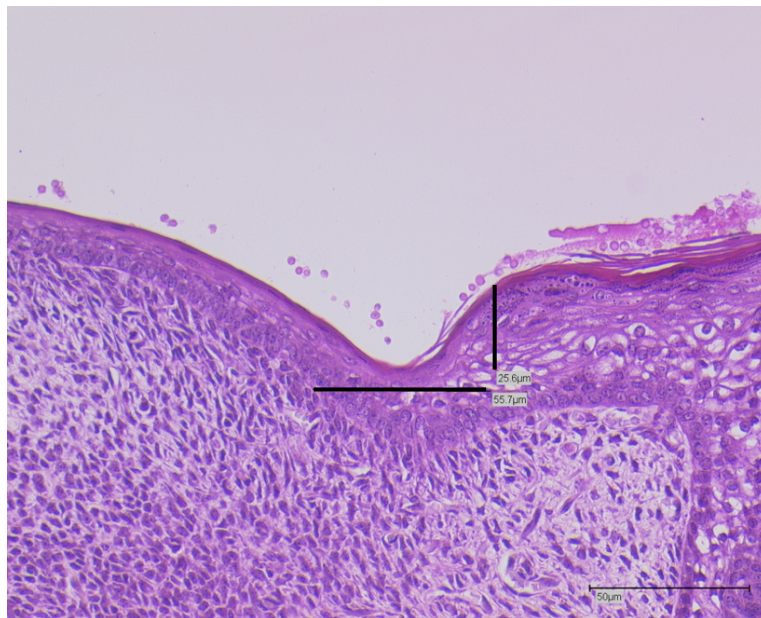


Abbildung 6: Maus Nummer 13, E17, weiblich, Bouin. Dieses Exemplar hat im Vergleich zum Ackerknecht-Organ in Abbildung 5 eine deutlich muldenartigere Morphologie. Die vertikale Ausdehnung der Epitheleinsenkung beträgt 25,6 μm und die horizontale Ausdehnung beträgt 55,7 μm .

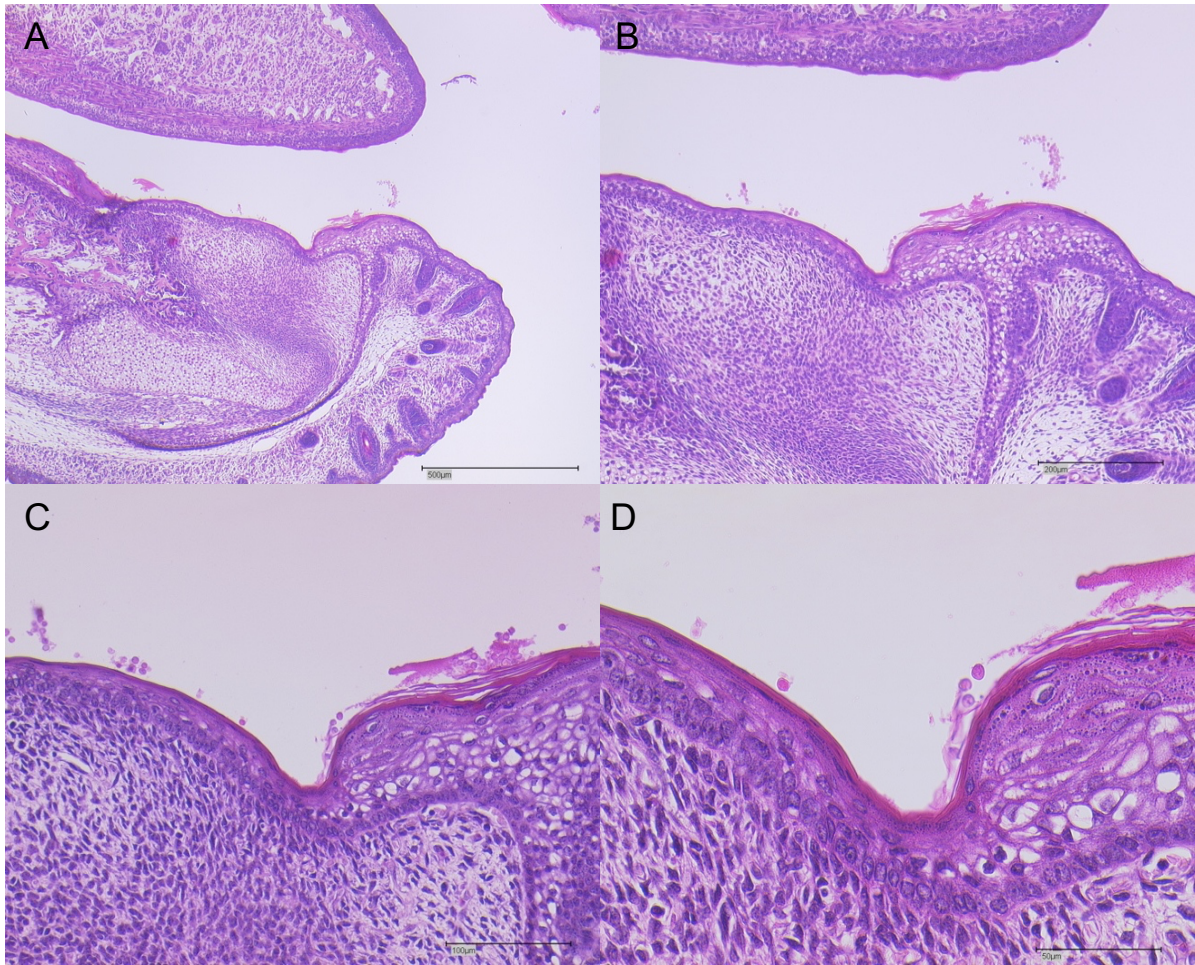


Abbildung 7: Multiple Vergrößerungen, Maus Nummer 13, E17, weiblich, Bouin. Zu sehen ist bei dieser Maus ein muldenartiges Ackerknecht-Organ und der deutliche Unterschied im Grad der Verhornung der Schleimhaut rechts gegenüber links der Epitheleinsenkung.

- A: Fünfzigfache Vergrößerung
- B: Hundertfache Vergrößerung
- C: Zweihundertfache Vergrößerung
- D: Vierhundertfache Vergrößerung

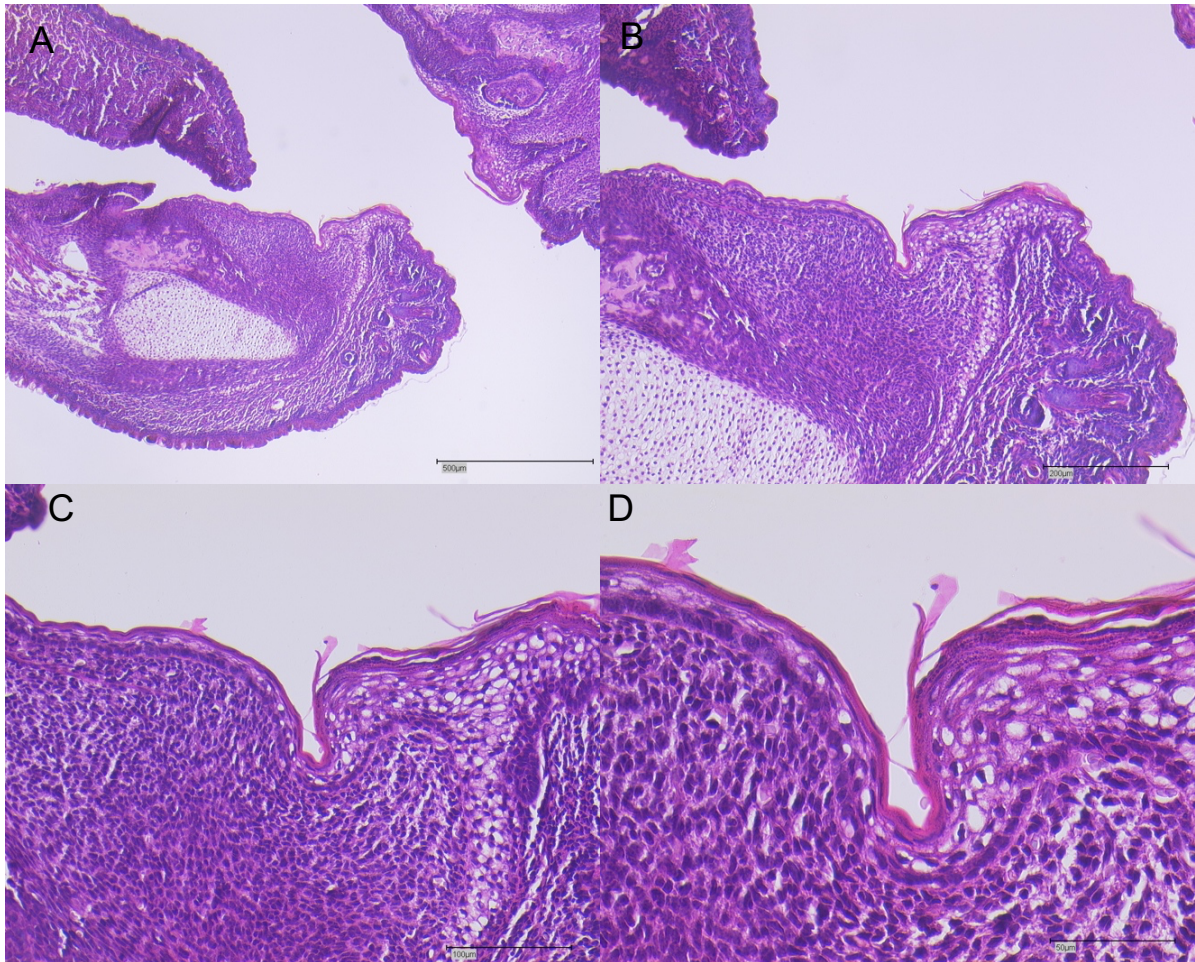
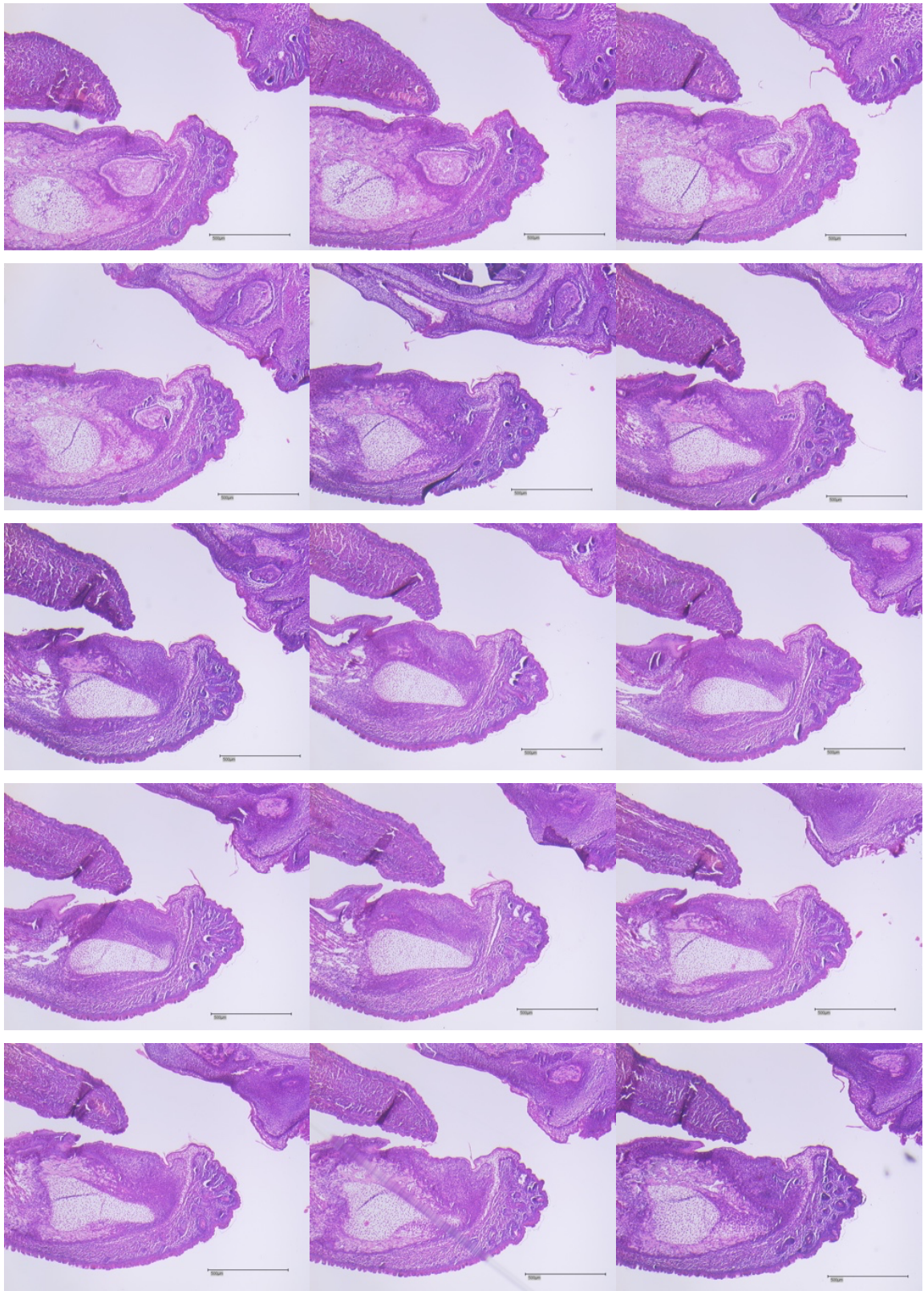


Abbildung 8: Multiple Vergrößerungen, Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd. Zu sehen ist bei dieser Maus der Übergang von verhornter zu unverhornter Schleimhaut sowie die ausgeprägte Ampullenform der Einsenkung.

- A: Fünfzigfache Vergrößerung
- B: Hundertfache Vergrößerung
- C: Zweihundertfache Vergrößerung
- D: Vierhundertfache Vergrößerung

Abbildungen 9 bis 12 zeigen das Ackerknecht-Organ in Serienschnitten. Auf jedem Objektträger befanden sich vier Schnitte der Serienschnitte. Es wurde jeweils der dritte Schnitt der Objektträger fotografiert. Jeder Schnitt ist 5 µm dick. Daraus errechnet sich eine transversale Breite des Ackerknecht-Organs von durchschnittlich 345 µm (Maus Nummer 2: 385 µm, Maus Nummer 1: 345 µm, Maus Nummer 13 und 21: 325 µm und Maus Nummer 21: 325 µm).



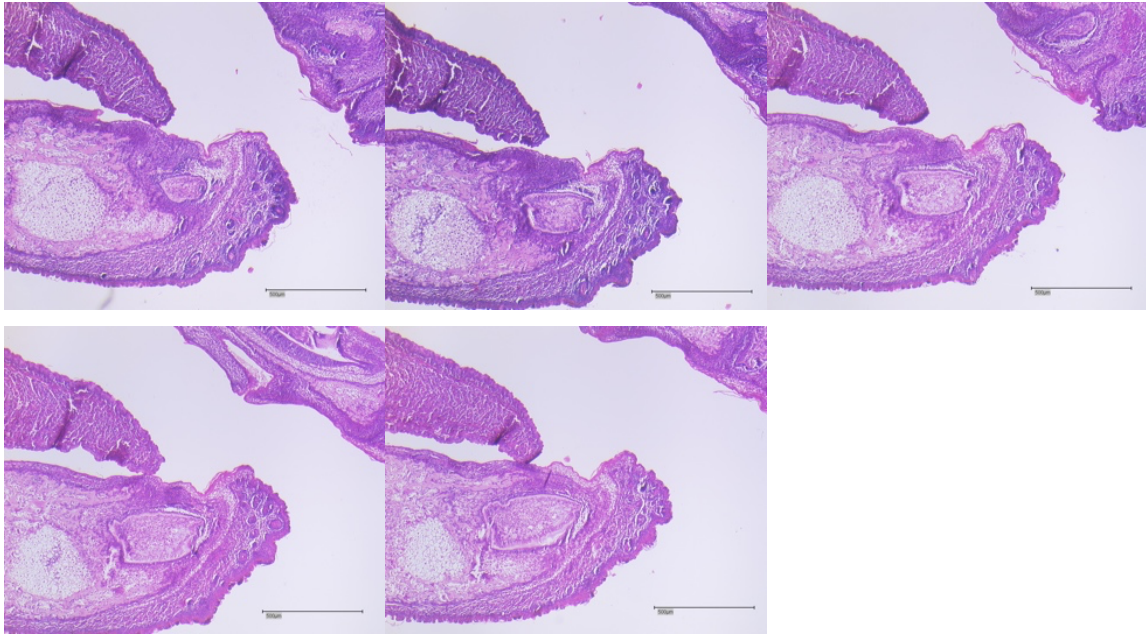
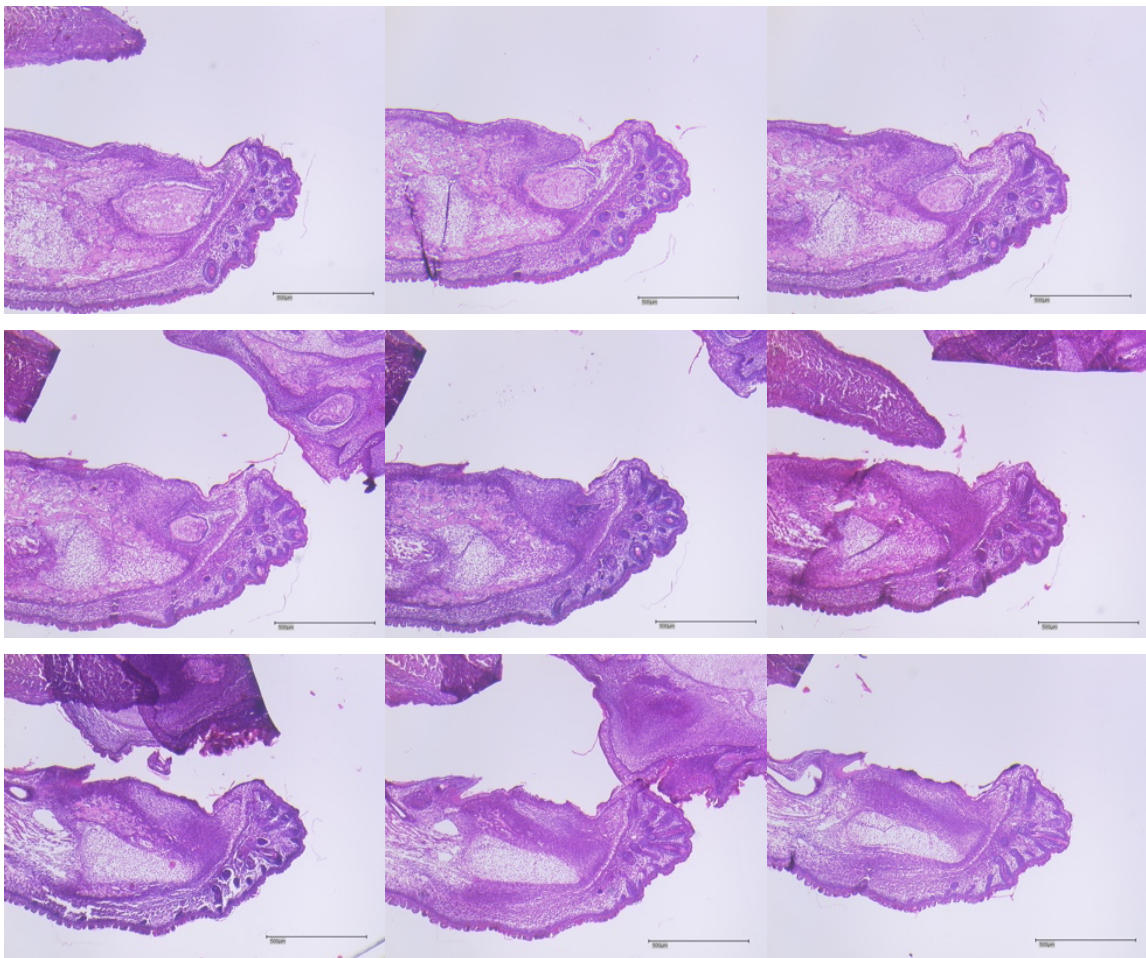


Abbildung 9: Serienschritt, Maus Nummer 2, E17, weiblich, Formaldehyd. Von oben links nach unten rechts Objektträger 65 bis 84. Man erkennt ein Ackerknecht-Organ in Ampullenform.



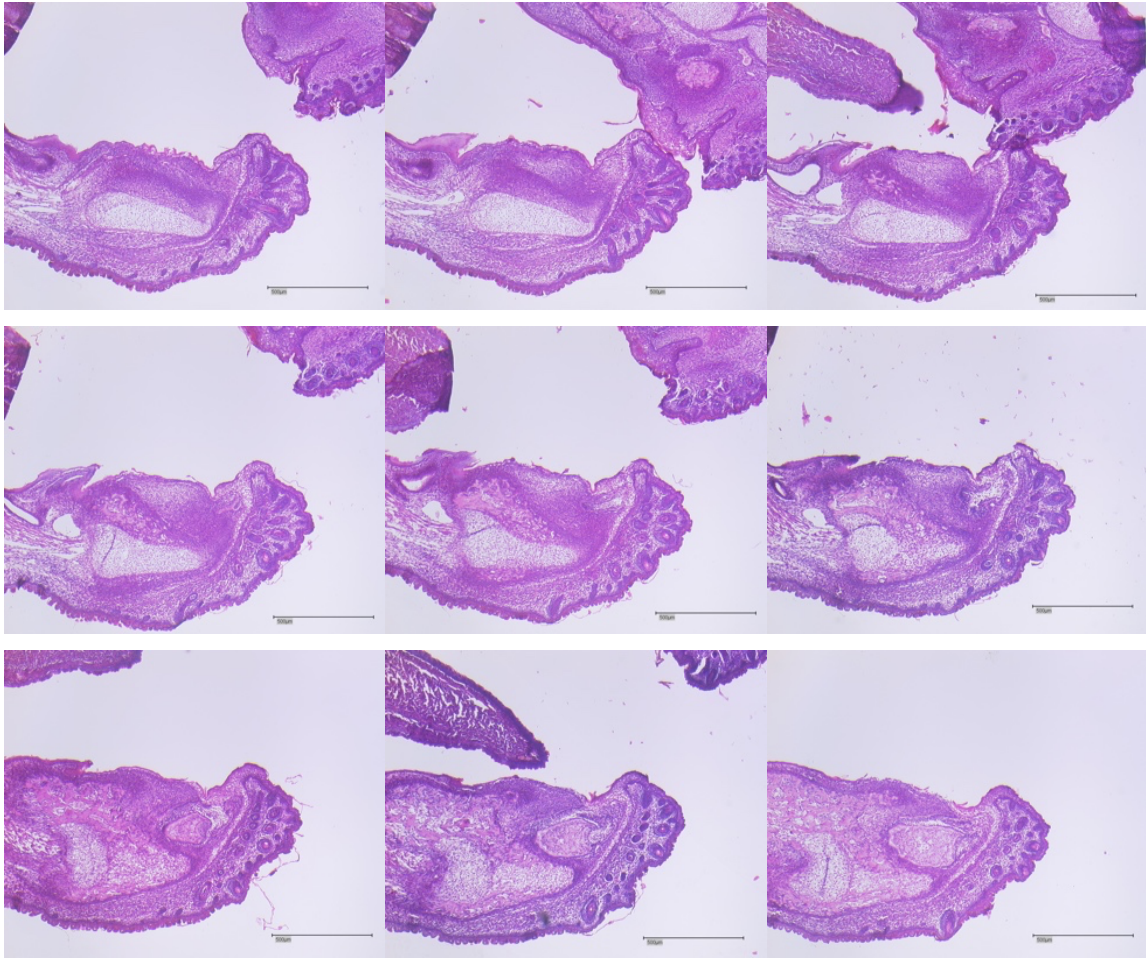
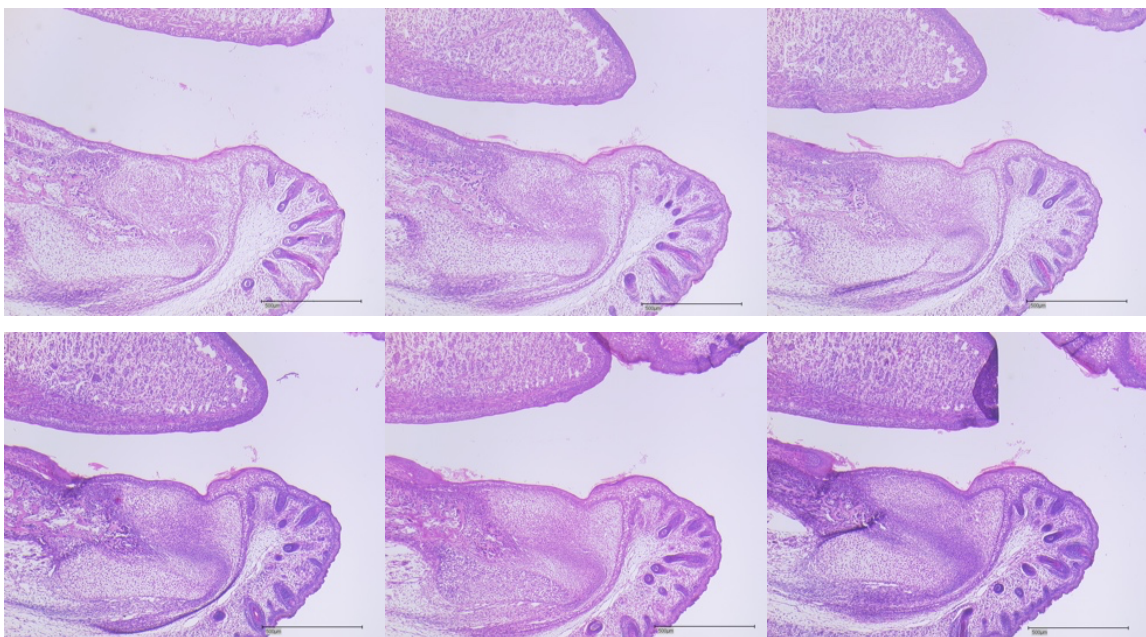


Abbildung 10: Serienschritt, Maus Nummer 1, E17, männlich, Formaldehyd. Von oben links nach unten rechts Objektträger 65 bis 82. Man erkennt ein Ackerknecht-Organ in Ampullenform.



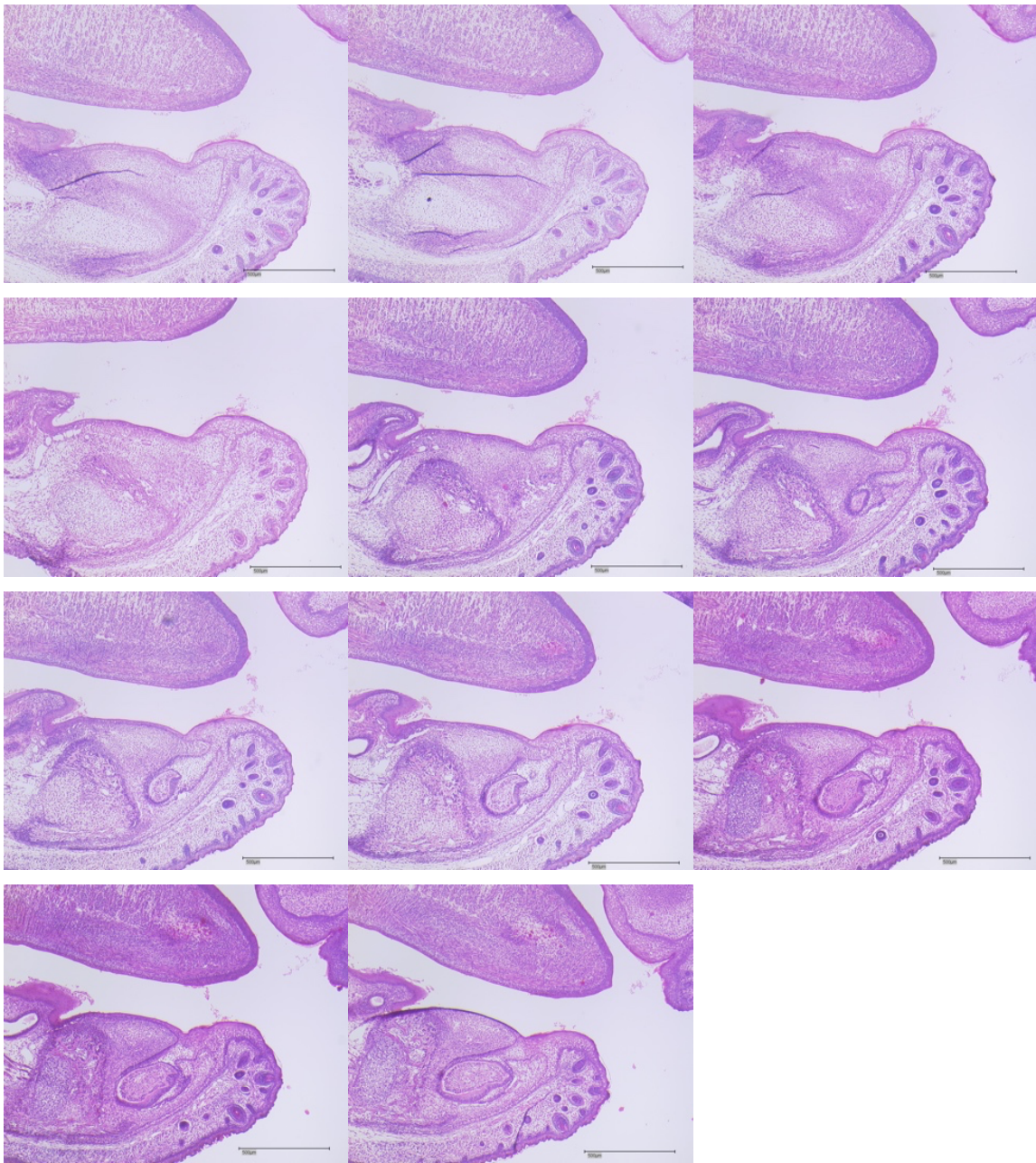
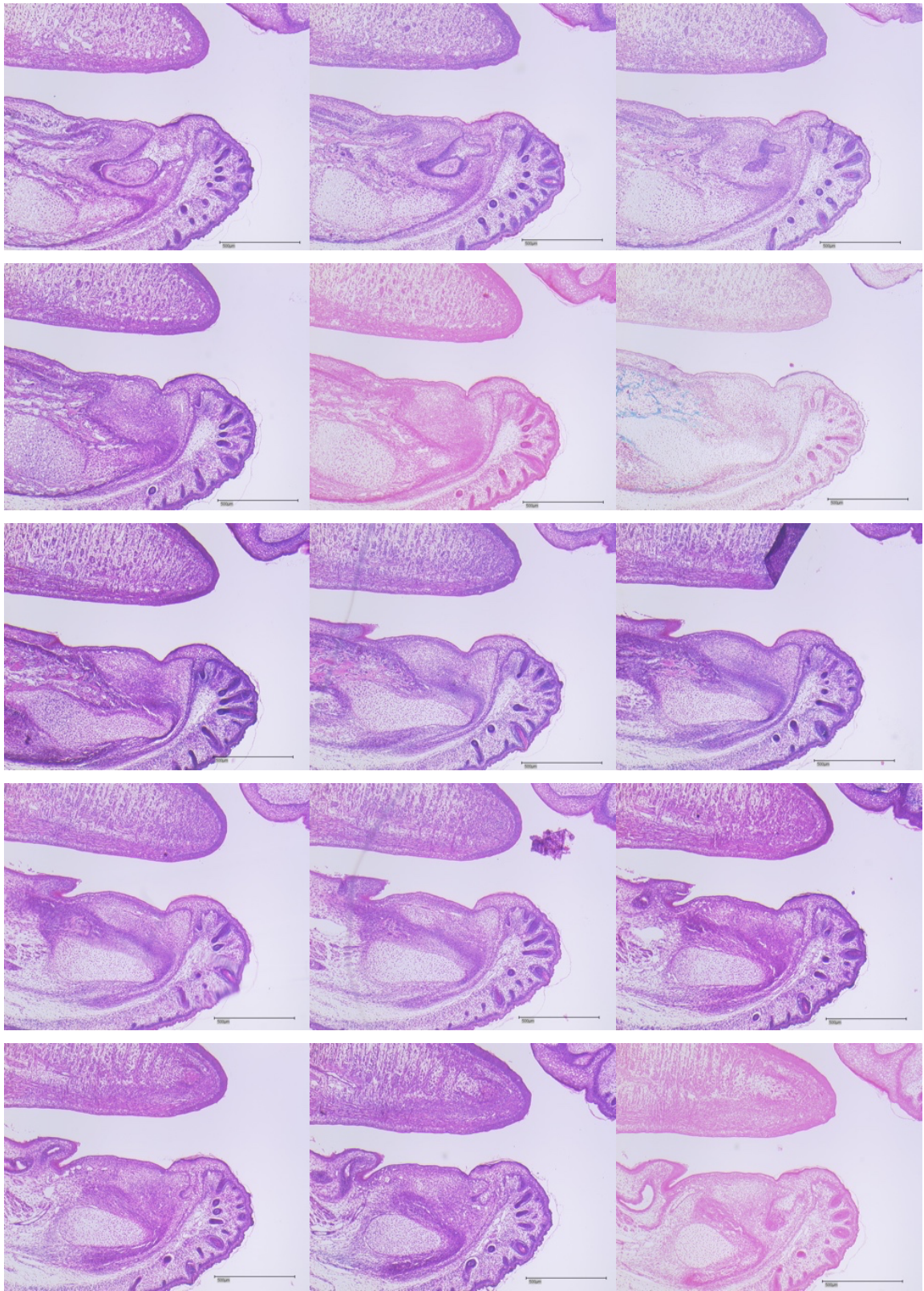


Abbildung 11: Serienschritt, Maus Nummer 13, E17, weiblich, Bouin. Von oben links nach unten rechts Objektträger 31 bis 47. Man erkennt ein Ackerknecht-Organ in Muldenform.



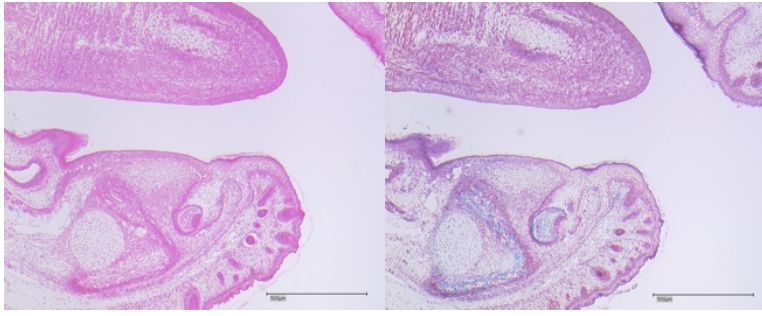


Abbildung 12: Serienschritt Maus Nummer 21, E17, männlich, Bouin. Von oben links nach unten rechts Objektträger 66 bis 82. Man erkennt ein Ackerknecht-Organ in Muldenform.

Exemplarisch sind folgend in der Abbildung 13 zwei Schnitte der E15 Mäuse dargestellt. Es ist ein weibliches Exemplar in Formaldehyd- und ein weibliches Exemplar in Bouin- Fixierung abgebildet. Die Schnitte entstammen dem mittleren Bereich des Mundbodens, erkennbar an der sichtbaren Caruncula sublingualis.

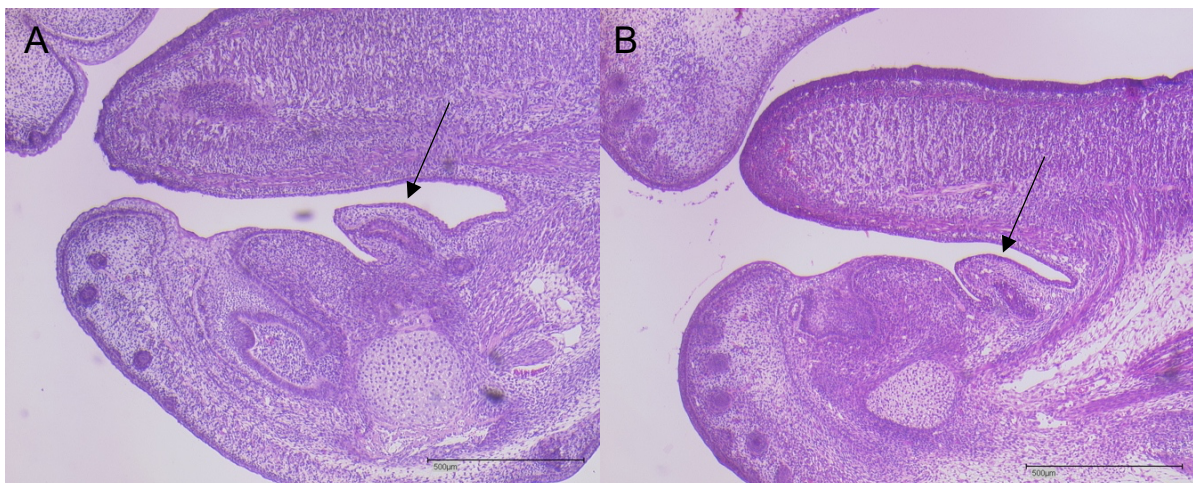


Abbildung 13: A: Maus Nummer 1, E15, weiblich, Formaldehyd.

B: Maus Nummer 20, E15, weiblich, Bouin.

Man erkennt die Caruncula sublingualis (Pfeil), welche posterior der Region, in der das Ackerknecht Organ vermutet wird, liegt. Es ist keine Epitheleinsenkung zu sehen, welche vergleichbar ist mit der bei den E17 Mäusen.

5. Diskussion

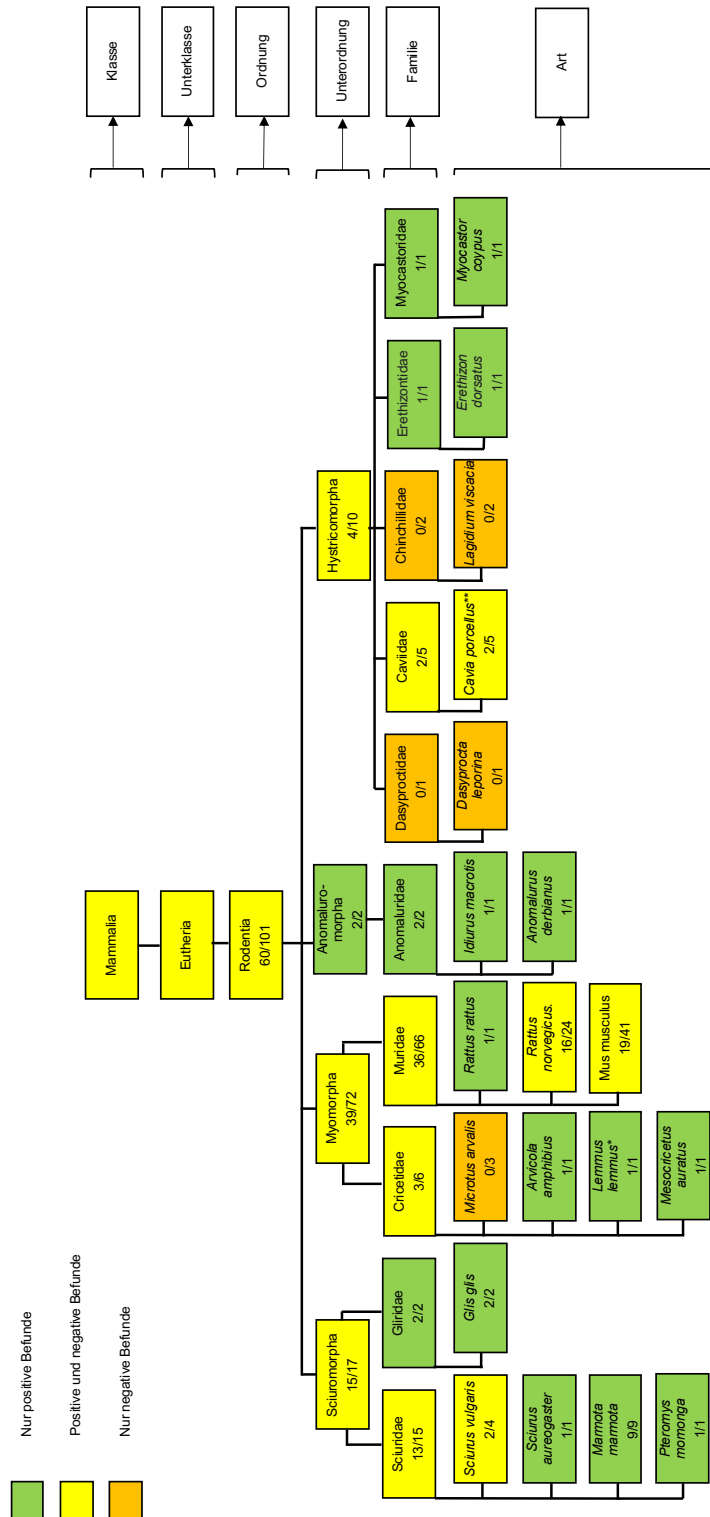
Von 568 untersuchten Tieren der Klasse der Säugetiere im Untersuchungszeitraum von 1912 bis 1964 wiesen mindestens 402 Individuen (71 %) das Ackerknecht-Organ auf (Stäber et al., 2023). Innerhalb der Ordnung Rodentia konnte in fünf Studien aus den Jahren 1921, 1924, 1933, 1937 und 1953 in mindestens 41 von mindestens 61 Fällen (67 %) ein Ackerknecht-Organ nachgewiesen werden (Abbildung 3). Als einzige Vertreterin der Mäuse wurde mindestens ein Individuum der Japanischen Tanzmaus (*Mus musculus wagneri*) untersucht. Ein Ackerknecht-Organ konnte allerdings nicht nachgewiesen werden (Nishiyama, 1933). Die vorhandene Literatur erlaubte somit keine Rückschlüsse auf das Vorhandensein des Ackerknecht Organs bei der Labormaus.

In Abbildung 14 sind die Befunde bei den Rodentia, inklusive der Befunde bei der Labormaus (*Mus musculus domesticus*), dargestellt. Dabei wurden die Artbezeichnungen der aktuellen Terminologie angepasst. Leider war es nicht in allen Fällen möglich, die Art zweifelsfrei zu bestimmen.

Bei der Art, die zum Publikationszeitpunkt die Bezeichnung *Myodes lemmus* [sic!] trug, ist nicht eindeutig zu klären, welche aktuelle Artbezeichnung diesem Tier entspricht. Mit hoher Wahrscheinlichkeit handelt es sich um *Lemmus lemmus*, weswegen diese Bezeichnung in Abbildung 14 gewählt wurde. Ebenso ist unklar, ob auf die Meerschweinchen in der Studie von Keller die Artbezeichnung *Cavia porcellus* passt. Es wird davon ausgegangen.

Bei den Tieren von Nishiyama und Künzel ist die Anzahl der untersuchten Individuen nicht bekannt. Es wird daher jeweils von mindestens einem untersuchten Individuum pro Art ausgegangen.

Die Labormaus ist eine genetische Mischung aus den vier Subspezies *Mus musculus domesticus*, *Mus musculus castaneus*, *Mus musculus musculus* und *Mus musculus molossinus*. Da der Hauptanteil des Genoms der Labormaus zu 68 bis 92 % auf *Mus musculus domesticus* zurückzuführen ist, wird in dieser Arbeit diese Bezeichnung synonym verwendet (Linder und Davisson, 2012).



Die Zahl rechts des Querstriches benennt die Anzahl der untersuchten Individuen und die Zahl links des Querstriches beziffert die Anzahl der positiv befundenen Individuen (Positiv befundet = Ackerknecht-Organ vorhanden).

Abbildung 14: Vorkommen des Ackerknecht-Organ bei Vertretern der Ordnung Rodentia mit aktueller Nomenklatur, inklusive *Mus musculus domesticus*.

Taxonomische Einteilung entnommen aus: (Myers P., 2024)

*Taxonomisch ist nicht eindeutig gesichert, ob es sich um *Lemmus lemmus* handelt.

**Taxonomisch ist nicht eindeutig gesichert, ob es sich bei dem Meerschweinchen in der Studie von Keller um *Cavia porcellus* handelt.

Zum Zeitpunkt E15 konnte bei den Labormäusen keine mit dem Ackerknecht-Organ vereinbare Struktur gefunden werden. Im Gegensatz dazu wurde ein Ackerknecht-Organ in 19 von 21 Fällen (90 %) bei den E17 Mausembryonen nachgewiesen. Es kann somit davon ausgegangen werden, dass sich das Ackerknecht-Organ zwischen diesen beiden Untersuchungstagen ausbildet.

Es fällt auf, dass in vorangegangenen Studien an Vertretern der Ordnung Rodentia jeweils nur eine geringe Individuenzahl untersucht wurde. In der vorliegenden Studie konnten 40 Individuen der Art *Mus musculus* ausgewertet werden. Es handelt sich somit um die bislang umfangreichste Studie an einer Nagetierspezies. Nichtsdestotrotz ist es sinnvoll, in weiterführenden Studien auch postnatale Individuen zu untersuchen, um die altersabhängige Entwicklung des Ackerknecht-Organs beschreiben zu können. Insbesondere der Durchbruch der unteren Schneidezähne und der Beginn der Aufnahme fester Nahrung stellen Ereignisse dar, die mit einer morphologischen Veränderung des Ackerknecht-Organs einhergehen könnten.

In den frühen Jahren der Forschung am Ackerknecht-Organ standen insbesondere verschiedene Haus- und Nutztierarten im Zentrum der Untersuchungen. Lediglich die Japanische Tanzmaus (*Mus musculus wagneri*) wurde als Vertreter der Mäuse untersucht (Nishiyama, 1933). Leider wird in der Publikation nicht explizit erwähnt, wie viele Individuen der Japanischen Tanzmaus untersucht wurden, allerdings deutet die histologische Beschreibung von Nishiyama darauf hin, dass lediglich ein Tier untersucht wurde.

Dies wirft die Frage auf, warum der heute als unverzichtbar geltende Modellorganismus Hausmaus nicht bereits in größerem Rahmen untersucht wurde.

Es wurde schon im 16. und 17. Jahrhundert an Mäusen geforscht, als sich der Wandel von einer deskriptiven zu einer experimentellen Forschung vollzog und fundamentale Studien zu Reproduktion und Zirkulation des Blutes sowie biologische Konsequenzen durch Veränderung des Luftdrucks getestet wurden (Guénet et al., 2012).

Labormausforschung in größerem Umfang zeichnete sich jedoch erst im Laufe des 20. Jahrhunderts ab, wodurch die Nachfrage nach Mäusen aus Inzuchtstämmen wuchs (Linder und Davisson, 2012). Durch die Bereitschaft der Maus, sich mit engsten Verwandten fortzupflanzen, konnte über die Paarung von Brüdern und Schwestern über mindestens 20 Generationen eine genetische Standardisierung erfolgen, die einen Grundstein der heutigen Forschung bildet und mit der vollständigen Sequenzierung des Mausgenoms zu Beginn des 21. Jahrhunderts einen weiteren Meilenstein erreichte (Guénet et al., 2012).

Die meisten vorhandenen Studien zum Ackerknecht-Organ wurden in den Jahren 1912 bis 1964 publiziert, mit einer Publikationspause von Originalarbeiten von 1939 bis 1953 (Stäber, 2023). Die hier verwendete Maus des Inzuchtstamms C57BL/6J entstand erst im Jahre 1921

(The Jackson Laboratory, 1989). Daher konnte in der Zeit von Eberhard Ackerknecht selbst noch nicht an dieser Labormaus geforscht werden.

In Studien zum Ackerknecht-Organ in den 1950er Jahren, in denen die Labormaus schon etablierter war, gerieten Untersuchungen am Menschen in den Fokus und Publikationen über das Auftreten des Ackerknecht-Organs beim Menschen häuften sich (Stäber, 2023).

Interessanterweise konnte das Ackerknecht-Organ in der Japanischen Tanzmaus nicht nachgewiesen werden. Da in der Studie von Nishiyama erwachsene Tiere untersucht wurden, ist es möglich, dass sich das Ackerknecht-Organ bei der Japanischen Tanzmaus im Laufe des Lebens zurückbildete. Darüber hinaus weicht die Japanische Tanzmaus in Anatomie und Physiologie von der Labormaus ab, unter anderem durch ein niedrigeres Gewicht und eine geringere Größe sowie eine Degeneration der Stria vascularis, mit einhergehender Taubheit, fehlendem Schwindelgefühl und eigentümlichen Gang (Droogleever-Fortuyn, 1912). Es kann nicht ausgeschlossen werden, dass das Fehlen des Ackerknecht-Organs auf eine gestörte Entwicklung zurückzuführen ist.

Staeber und Schumann (2022) zeigten am Übergang von linguale Gingiva zur oralen Mucosa beim Menschen ein Ackerknecht-Organ. Die linguale Gingiva imponiert als schwach verhorntes Plattenepithel, wohingegen die orale Mucosa unverhornt erscheint.

In den Abbildungen 5 bis 8 kann man aufgrund des unterschiedlichen Verhornungsgrades ebenfalls vermuten, dass besagte Struktur bei der Hausmaus in enger Lagebeziehung zum Epithelwechsel steht. Im Gegensatz zu der Situation bei Menschen und Pferden (Abbildung 2) zeigten sich im vorliegenden Untersuchungsgut bei der Labormaus keine epithelialen Reteleisten. Die Reteleisten dienen unter anderem der verbesserten Verbindung zwischen Epithel und Lamina propria und helfen dem mastikatorischen Stress, der auf die Schleimhaut wirkt, zu widerstehen (Wu et al., 2013).

Die errechnete transversale Breite der untersuchten Struktur liegt zwischen 325 und 385 μm , die vertikale Ausdehnung bei circa 25 bis 70 μm und die sagittale Breite bei circa 20 bis 55 μm . Auffällig ist bei den genannten Größen die transversale Breite, die die vertikale und sagittale Ausdehnung bei weitem übertrifft. In diversen Studien wird das Ackerknecht-Organ, wie z.B. von Ackermann (1924, S. 452), bei den Marsupialia als „punktgroße Delle“ bezeichnet. Bei den Leporidae spricht er von „parallelen Rinnen“ (S.455).

Ein paariges Auftreten des Ackerknecht-Organs bei der Hausmaus konnte in der vorliegenden Studie nicht nachgewiesen werden. Die Untersuchungen weisen auf das Vorliegen einer zwar transversal elongierten, aber ungeteilten Struktur hin.

Demgegenüber stehen verschiedene Studien, in denen von einem paarig auftretendem Ackerknecht-Organ bei unterschiedlichen Tierarten gesprochen wird (Tabelle 7).

Eberle (1925-26, S.265)	Katze: „Am 3,5 cm langen Embryo erkennt man die Anlage unseres Rudimentärorgans als deutliche, steil nach unten und zungenwärts divergierende, zapfenähnliche paarige Epithelsprossen...“
Ackerknecht (1912, S. 434-435)	Pferd: „...Vorhandensein zweier eigentümlicher, oft symmetrisch, oft ungleich ausgebildeter Öffnungen, welche im Unterkiefer, je hinter I1 (bzw. i1) in der Schleimhaut des Mundhöhlenbodens ihren Sitz haben.“
Ackermann (1924, S. 450 und 452) S. 453 S. 455	Marsupialia: „Das Organ...gibt sich als eine meist paarige, symmetrische oder asymmetrische, von einem Wall umgebene, rundliche bis ovale, punktgroße Delle zu erkennen.“ Talpidae: Ein Fall von unilateralem Vorkommen und sechs Fälle von „...paarig-symmetrische, umwallte Dellen...“ Soricidae: Zwei Fälle von paarigem Auftreten Centetidae: Ein Exemplar zeigt „...paarig-symmetrische, länglich-ovale...Öffnungen.“ Chiroptera: Zwei Exemplare zeigen „...paarig-symmetrische, länglich ovalen...Dellen.“ Leporidae: Es „...zeigen vier Präparate paarig symmetrische...die übrigen fünf Objekte symmetrische und parallele Rinnen.“ Sciuridae: 12 von 13 untersuchten Exemplaren zeigen „...symmetrische, parallele...bzw. sonst paarig-symmetrische oder asymmetrische...Rinnen.“

Tabelle 7: Angaben zum paarigen Auftreten des Ackerknecht-Organs in der Literatur

Diese Diskrepanz zwischen früheren Studien und den aktuellen Ergebnissen wirft Fragen zur Paarigkeit des Organs auf. Denkbar wären einerseits Artunterschiede, andererseits könnte sich der paarige Charakter durch weitere Differenzierung des Ackerknecht-Organs im Laufe des Lebens herausbilden. Weiterführende Untersuchungen sind nötig, um diese Frage zu beantworten.

Es ist ebenfalls ungeklärt, welche physiologischen Funktionen das Ackerknecht-Organ besitzt oder in der Vergangenheit besessen haben könnte. Das Vorkommen des Ackerknecht-

Organs im Modellorganismus Maus eröffnet neue Möglichkeiten zu funktionellen Studien. Zusätzlich zur Lichtmikroskopie könnten Verfahren wie die Immunhistochemie genutzt werden, um z.B. eine mögliche Innervation oder eine sekretorische Aktivität des Ackerknecht-Organ zu erforschen. Denkbar für zukünftige Forschung ist auch die Zuhilfenahme einer stärkeren Vergrößerung durch die Elektronenmikroskopie.

6. Zusammenfassung

Das Ackerknecht-Organ ist seit mehr als 100 Jahren Gegenstand der Forschung und konnte bei vielen Arten nachgewiesen werden. Beim Menschen und anderen Säugetieren, einschließlich unterschiedlicher Vertreter der Ordnung Nagetiere (Rodentia) wurde das Organ dokumentiert. Der Nachweis bei der Labormaus blieb allerdings aus.

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit konnte erstmalig gezeigt werden, dass eine Struktur, die in Form und Lage dem Ackerknecht-Organ entspricht, bei der Hausmaus ausgebildet wird. Bei Mausembryonen der Altersgruppe E17 konnte die entsprechende Struktur in 19 von 21 untersuchten Individuen nachgewiesen werden, wohingegen die Struktur in der Altersklasse E15 in keinem von 19 ausgewerteten Individuen nachweisbar war. Somit kann es als wahrscheinlich gelten, dass die Hausmaus zwischen E15 und E17 ein Ackerknecht-Organ ausbildet. Weiterführende Untersuchungen müssen die genaue Entwicklungsmechanik und die Feinstruktur dieses Organs in der Hausmaus klären und können als Grundlage für funktionelle Untersuchungen an dieser interessanten Struktur dienen.

7. Literaturverzeichnis

Ackerknecht, E. (1912). Ein eigenartiges Organ im Mundhöhlenboden der Säugetiere. *Anatomischer Anzeiger* 41, 434-449.

Ackermann, O. (1924). Neues über das Vorkommen des Ackerknecht'schen Organs in der Säugetierreihe. *Anatomischer Anzeiger* 57, 449-473.

Berdanier, C. (2012) The Gastrointestinal System and Metabolism. In Hedrich (Hrsg.), *The Laboratory Mouse* (Second Edition), 313-329. Elsevier <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-382008-2.00013-1>

Cobourne, M., & Sharpe, P. (2010). Making up the numbers: The molecular control of mammalian dental formula. *Seminars in cell & developmental biology*, 21(3), 314–324. <https://doi.org/10.1016/j.semcdb.2010.01.007>

Cruz, M., Bergmans, W., Takada, T., Shiroishi, T., & Yoshiki, A. (2024). Type specimens, taxonomic history, and genetic analysis of the Japanese dancing mouse or waltzer, *Mus wagneri* variety *rotans* Droogleever Fortuyn, 1912 (Mammalia, Muridae). *ZooKeys*, 1200, 27–39. <https://doi.org/10.3897/zookeys.1200.118823>

Danforth, R. A., & Baughman, R. A. (1979). Chievitz's organ: A potential pitfall in oral cancer diagnosis. *Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology*, 48(3), 231–236. [https://doi.org/10.1016/0030-4220\(79\)90009-4](https://doi.org/10.1016/0030-4220(79)90009-4)

De Risky, S. (1954). Rilievi sull'organo di Ackerknecht nella specie umana (The organ of Ackerknecht in humans). *Rass Odontotec*, 35, 61-67.

Droogleever-Fortuyn, Ae. (1912) Über den systematischen Wert der japanischen Tanzmaus (*Mus wagneri* varietas *rotans* nov. var.) *Zoologischer Anzeiger*, 39(5/6), 177-190.

Eberle, W. (1925-1926). Zur Entwicklung des Ackerknecht'schen Organ. *Anatomischer Anzeiger* 60, 263-279.

Fahrenholz, C. (1937). Drüsen der Mundhöhle. In Bolk, L., Göppert, E., Kallius, E. & Lubosch, W. (Hrsg.) *Handbuch der vergleichenden Anatomie der Wirbeltiere* 3, 115-210. Urban und Schwarzenberg

Garcia-Arocena, D. (2016, 20. Juli). How to spot and manage malocclusion in research mice. Blog Post, The Jackson Laboratory. Abgerufen am 29. September 2024 von

<https://www.jax.org/news-and-insights/jax-blog/2016/july/how-to-spot-malocclusion-in-research-mice>

GBIF Secretariat (2023). *Idiurus macrotis* Miller, 1898. GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Anomalurus fraseri* Waterhouse, 1843. GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Dasyprocta aguti* (Linnaeus, 1766). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Cavia porcellus* (Linnaeus, 1758). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Myocastor coypus* (Molina, 1782). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Lemmus lemmus* (Linnaeus, 1758). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Arctomys marmotta* (Linnaeus, 1758). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Mesocricetus auratus* (Waterhouse, 1839). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Lagidium viscacia* (Molina, 1782). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 05. Mai 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Erethizon dorsatus* (Linnaeus, 1758). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 13. August 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Sciurus aureogaster* F.Cuvier, 1829. GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 13. August 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Microtus arvalis* (Pallas, 1779). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 13. August 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Sciurus vulgaris* Linnaeus, 1758. GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 13. August 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Arvicola amphibius* (Linnaeus, 1758). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 13. August 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 13. August 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

GBIF Secretariat (2023). *Glis glis* (Linnaeus, 1766). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. Abgerufen am 13. August 2024 von <https://doi.org/10.15468/39omei>.

Goldberg, M., Kellermann, O., Dimitrova-Nakov, S., Harichane, Y. & Baudry, A. (2014, 19. September). Comparative studies between mice molars and incisors are required to draw an overview of enamel structural complexity. *Frontiers in Physiology*, 5(359). <https://doi.org/10.3389/fphys.2014.00359>

Guénet, J., Orth, A. & Bonhomme, F. (2012) Origins and Phylogenetic Relationships of the Laboratory Mouse. In Hedrich (Hrsg.), *The Laboratory Mouse* (Second Edition), 3-20. Elsevier <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-382008-2.00001-5>.

Heine, H. (1992) Lokalisation reich innervierter epithelialer Organe an den Mündungen der großen Speicheldrüsen. *Deutsche Zeitschrift für Akupunktur* 35(5), 114-115.

Hovorakova, M., Lochovska, K., Zahradnicek, O., Domonkosova Tibenska, K., Dornhoferova, M., Horakova-Smrckova, L., & Bodorikova, S. (2016). One Odontogenic Cell-Population Contributes to the Development of the Mouse Incisors and of the Oral Vestibule. *PLoS one*, 11(9). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0162523>

Hutterer, R. (2015) Rodentia. In Westheide, W. & Rieger, G (Hrsg.), *Spezielle Zoologie, Teil 2: Wirbel- oder Schädeltiere* (3. Auflage), 551-566. Springer Spektrum

Kang, S. K., Hawkins, N. A., & Kearney, J. A. (2018). C57BL/6J and C57BL/6N substrains differentially influence phenotype severity in the *Scn1a*^{+/-} mouse model of Dravet syndrome. *Epilepsia open*, 4(1), 164–169. <https://doi.org/10.1002/epi4.12287>

Keller, E. (1921). Über ein rudimentäres Epithelialorgan im präfrenularen Mundboden der Säugetiere. *Anatomischer Anzeiger* 55, 265-285.

Krinke, G. & Weber, K. (2012) Histology. In Hedrich (Hrsg.), *The Laboratory Mouse* (Second Edition), 161-192. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-382008-2.00008-8>

Kutschera, U. (2008) Evolutionsbiologie, UTB

Künzel, E. (1953). Das Ackerknecht'sche Organ beim syrischen Goldhamster. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift* 11, 175-176.

Lang, G. (2013). *Histotechnik, Praxislehrbuch für die Biomedizinische Analytik*. Springer

Linder, C. & Davisson, M. (2012) Historical foundations. In Hedrich (Hrsg.), *The Laboratory Mouse* (Second Edition), 21-35. Elsevier <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-382008-2.00002-7>

Lungová, V., Radlanski, R. J., Tucker, A. S., Renz, H., Míšek, I., & Matalová, E. (2011). Tooth-bone morphogenesis during postnatal stages of mouse first molar development. *Journal of anatomy*, 218(6), 699–716. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7580.2011.01367.x>

Malinovsky, L. Umlauf, R., Cavallotti, C., Malinovska, V., Hees, H. & D'andrea, V. (1996). Sensory systems around cavum oris in man. *Deutsche Zeitschrift für Akupunktur* 39, 136-139.

Mancinelli, E. & Capello, V. (2016, 01. September) Anatomy and Disorders of the Oral Cavity of Rat-like and Squirrel-like Rodents. *Veterinary Clinics, Exotic Animal Practice*, 19(3), 871-900. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2016.04.008>

Matthews, B. J., & Vosshall, L. B. (2020). How to turn an organism into a model organism in 10 'easy' steps. *The Journal of experimental biology*, 223(Pt Suppl 1), <https://doi.org/10.1242/jeb.218198>

Myers, P. (2000). *Rodentia*. Animal Diversity Web. Abgerufen am 30. September 2024 von <https://animaldiversity.org/accounts/Rodentia/>

Nishiyama, Y. (1933). Beiträge zur Kenntnis der Morphologie und Entwicklung des Ackerknecht'schen Organs. *Keizyo journal of medicine*, 4, 417-433.

Peterkova, R., Hovorakova, M., Peterka, M., & Lesot, H. (2014). Three-dimensional analysis of the early development of the dentition. *Australian dental journal*, 59(1), 55–80. <https://doi.org/10.1111/adj.12130>

Politzer, G. & Weizenberg, J. (1955). Zur Homologie des Schneidezahnes bei den simplicidentaten Nagetieren. *Österreichische Zoologische Zeitschrift* 5, 457-463.

Riedelsheimer, B. & Büchl-Zimmermann, S. (2015). Färbungen. In: Mulisch, M. & Welsch, U. (Hrsg.), *Romeis - Mikroskopische Technik*, 171-282. Springer Spektrum. https://doi.org/10.1007/978-3-642-55190-1_10

Schroll, I. (2004). *Genexpression während der Zahnentwicklung der Maus (Mus musculus)* [Dissertation Ludwig-Maximilians-Universität, München] https://edoc.ub.uni-muenchen.de/1842/1/Schroll_Ilse.pdf

Schückher, R. (1937). Embryologische Untersuchungen über das Ackerknechtsche Organ bei Ratte und Mensch. *Zeitschrift für mikroskopisch-anatomische Forschung* 41, 558-568.

Scudamore, C. (2014). *A Practical Guide to the Histology of the Mouse*. Wiley Blackwell. DOI:10.1002/9781118789568

Staeber, M., & Schumann, S. (2022). The orobasal organ of Ackerknecht in a male body donor: A case report. *European Journal of Anatomy*. 26(2), 237-239.

Stäber, M. (2023). *Phylogenie und Ontogenese des Organum orobasale (Ackerknecht-Organ) Eine systematische Literaturstudie über ein ungewöhnliches Organ der Mundhöhle* [Dissertation, Johannes Gutenberg-Universität Mainz]

Stäber, M., Storsberg, S. D., & Schumann, S. (2023). The orobasal organ (of Ackerknecht): A bizarre structure of the mammalian oral cavity. *Journal of Morphology*, 284, <https://doi.org/10.1002/jmor.21589>

Suzuki, K. (2023). Ecology and conservation of Japanese flying squirrel *Pteromys momonga*. *Journal of Vertebrate Biology*. DOI:10.25225/jvb.23054

The Jackson Laboratory (1989, 01. Juli) JAX Notes, *Profile: C57BL/6J*. Abgerufen am 29. September 2024 von <https://www.jax.org/news-and-insights/1989/july/profile-c57bl-6j>

Thirion-Delalande, C., Gervais, F., Fisch, C., Cuiné, J., Baron-Bodo, V., Moingeon, P., & Mascarell, L. (2017). Comparative analysis of the oral mucosae from rodents and non-rodents: Application to the nonclinical evaluation of sublingual immunotherapy products. *PloS one*, 12(9), <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0183398>

Treuting, P. M., Morton, T. H., & Vogel, P. (2018). 7 - Oral Cavity and Teeth. In Treuting, P.M., Dintzis, S.M., & Montine, K.S (Hrsg.), *Comparative Anatomy and Histology* (Second Edition), 115–133. Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802900-8.00007-5>.

Vanhooren, V., & Libert, C. (2013). The mouse as a model organism in aging research: usefulness, pitfalls and possibilities. *Ageing research reviews*, 12(1), 8–21. <https://doi.org/10.1016/j.arr.2012.03.010>

Weiss, J., Becker, K., Bernsmann, E., Chourbaji, S. & Dietrich, H. (2014). *Versuchstierkunde, Tierpflege in Forschung und Klinik (4. Überarbeitete Auflage)*. Enke

Wu, T., Xiong, X., Zhang, W., Zou, H., Xie, H., & He, S. (2013) Morphogenesis of Rete Ridges in Human Oral Mucosa: A Pioneering Morphological and Immunohistochemical Study. *Cells Tissues Organs*, 197(3), 239-248.

Zorzoli, E. (1953). Contributo allo studio dell'organo di Ackerknecht negli animali e nell'uomo [Ackerknecht's organ in animals and man]. *Biol Lat*, 7, 585-597.

8. Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei all denen bedanken, ohne die diese Arbeit nicht möglich gewesen wäre und bei denen, die mich bei der Anfertigung der Dissertation begleitet und unterstützt haben. Im Einzelnen danke ich:

Höchster Respekt und Anerkennung gebühren den Labormäusen, die ihr Leben in Gefangenschaft fristeten und durch ihren Tod diese Arbeit möglich machten.

9. Lebenslauf