

实验动物的常见采血方法综述

党熙媛^{1,2}, 张光伟^{1,2,3}, 刘若石^{1,2}, 樊 坤^{1,2}, 孔德民^{1,2}, 雍诺涵^{1,2}, 杨佳欣^{1,2}, 王子熠^{1,2},
贺敬媛^{1,2}, 刘馨云^{1,2}, 杨 刚^{4*}

¹西安医学院临床医学院, 陕西 西安

²西安医学院基础医学部, 陕西 西安

³西安医学院研究生工作部, 陕西 西安

⁴西安市雁塔区疾病预防控制中心(卫生监督所), 陕西 西安

收稿日期: 2025年1月24日; 录用日期: 2025年2月17日; 发布日期: 2025年2月26日

摘 要

采血作为动物实验和研究中不可或缺的一个环节, 对最终实验数据的可靠性和准确性有着至关重要的作用。合适的采血方法, 不仅可以降低由个体差异所造成的实验误差和实验动物的用量, 还能够提高实验效率。本文主要回顾总结了针对不同环境下实验动物的采血量的选择和常用采血方法的介绍, 注重医学伦理, 推进实验动物科学化进程, 提高相关实验采集数据的安全有效性和结果准确性。

关键词

实验动物, 采血方法, 实验动物福利

A Review of Common Blood Collection Methods for Experimental Animals

Xiyuan Dang^{1,2}, Guangwei Zhang^{1,2,3}, Ruoshi Liu^{1,2}, Kun Fan^{1,2}, Demin Kong^{1,2},
Nuohan Yong^{1,2}, Jiaxin Yang^{1,2}, Ziyi Wang^{1,2}, Jingyuan He^{1,2}, Xinyun Liu^{1,2}, Gang Yang^{4*}

¹School of Clinical Medicine, Xi'an Medical University, Xi'an Shaanxi

²Department of Basic Medicine, Xi'an Medical University, Xi'an Shaanxi

³Graduate Work Department, Xi'an Medical University, Xi'an Shaanxi

⁴Xi'an Yanta District Center for Disease Control and Prevention (Health Supervision Institute), Xi'an Shaanxi

Received: Jan. 24th, 2025; accepted: Feb. 17th, 2025; published: Feb. 26th, 2025

*通讯作者。

文章引用: 党熙媛, 张光伟, 刘若石, 樊坤, 孔德民, 雍诺涵, 杨佳欣, 王子熠, 贺敬媛, 刘馨云, 杨刚. 实验动物的常见采血方法综述[J]. 临床医学进展, 2025, 15(2): 1021-1029. DOI: 10.12677/acm.2025.152440

Abstract

Blood collection, as an indispensable part of animal experiments and research, plays a crucial role in the rationality and accuracy of the final experimental data. Finding a suitable blood collection method can reduce experimental errors caused by individual differences and the amount of experimental animals used, and also improve experimental efficiency. This treatise primarily appraised and encapsulated the determination of blood collection volumes for experimental animals across diverse environmental contexts, along with an explication of prevalent blood withdrawal methodologies. It placed particular emphasis on the principles of medical ethics, thereby enhancing the scientific rigor of experimental animal research and elevating the reliability and precision of the resultant experimental data and findings.

Keywords

Experimental Animals, Methods of Blood Collection, Laboratory Animal Welfare

Copyright © 2025 by author(s) and Hans Publishers Inc.

This work is licensed under the Creative Commons Attribution International License (CC BY 4.0).

<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>



Open Access

1. 引言

小型实验动物一般指大小鼠、兔、小型猪等，其常用采血方法有眼眶采血、尾静脉采血、心脏采血、腹主动脉采血、舌下静脉腔采血、毛细血管采血等。中大型实验动物一般指狗、猫、猴、羊、鸡、鸽等，其采血多为静脉采血。不同采血方法各有优缺点，依据实验要求选择合适的采血方法至关重要。本文将按照动脉采血、静脉采血以及其他采血方式来介绍常用实验动物的采血方式，并分析常见采血方法的优缺点以及对实验动物福利的影响，以供他人参考。

2. 采血量的选择

要找到最合适的采血实验方法，首先要根据各种实验工作目的，如血样要求、所需采血量范围及采血的次数以及现场实验室条件，选择比较适合的适宜采血量。

1) 检验是指红、白细胞计数、血红蛋白量的快速测定、血液涂片检查以及血浆酶活性微量分析法试验等用血量明显较少者的常规检验方式等，可以选择通过探针刺破活检组织漏取的毛细血管间隙中残余的微量血。

2) 血量较多的时，可以尝试直接进行静脉采血检测等。采血时，若需长期多次重复，应选择自近心端逐步向远心端依次循环进行采血，避免重复形成栓塞从而间接影响了整条静脉注射。例如，为系统研究各种毒物代谢对大鼠肺功能、血液酸碱代谢平衡、水盐质代谢及紊乱过程的主要影响，有必要仔细比较其动脉血氧分压、二氧化碳的分压速率和静脉血液中 pH 的值以及体内 K^+ 、 Na^+ 、 Cl^- 的离子浓度，从而发现需要先采用动脉血液。另外，注意安全采血量要尽量不能远远大于其最大的安全采血量，绝对不能远远大于它最少的致死的采血量[1]，如表 1 不同动物的采血方法及最大安全采血量和最小致死量[1]。

3) 动物标本的实际采血量多少一般与其动物体重、采血的频率次数以及动物采血前体内是否已经添加营养补液有关，且因为同种动物标本的实际采血时间位点频率不同而其实际采血量则也就不相同。如

动物实验表明大鼠的循环血容量一般为约为每分钟 58~70 mL/kg，小鼠每分钟的末梢循环血容量则一般在约每分钟为 63~80 mL/kg。每间隔 2~4 周可以采集的血量分别为循环总血容量的 10%，每隔 7 d 可以采集总循环总血容量的 7.5%，每间隔 24 h 可以采集总循环总血容量的 1% [2]。

Table 1. Blood collection methods, maximum safe blood collection amount and minimum lethal amount of different animals
表 1. 不同动物的采血方法及最大安全采血量和最小致死量

	动脉采血	静脉采血	其他	最大安全采血量(mL)	最小致死量(mL)
小鼠	颈动脉采血，腹主动脉采血，股动脉采血	面部静脉采血，下颌静脉采血，舌下静脉采血，尾静脉采血，颈静脉采血，股静脉采血，隐静脉采血	摘眼球采血，断尾采血，鼠尾刺血，心脏采血，断头取血	0.2	0.3
大鼠	颈动脉采血，腹主动脉采血，股动脉采血	下颌静脉采血，舌下静脉采血，尾静脉采血，颈静脉采血，股静脉采血，隐静脉采血	大动静脉埋管，摘眼球采血，断尾采血，鼠尾刺血，眼眶采血，心脏采血	1	2
豚鼠	股动脉采血	背中足静脉采血	耳缘剪口采血，心脏采血	5	10
狗、猫	股动脉采血	耳缘静脉采血，颈静脉采血，后肢外侧小隐静脉和前肢内侧皮下头静脉采血	心脏采血	50	200
猴	动脉采血	静脉采血	毛细血管采血	15	60
小型猪	\	前肢内、外侧副头静脉或后肢内、外侧隐静脉采血，前腔静脉采血	\	\	\
羊	\	颈静脉采血，前后肢皮下静脉采血	\	\	\
鸡、鸽、鸭	\	翼根静脉采血，右侧颈静脉，爪静脉采血	心脏采血	\	\

3. 常见的采血方法

实验设计阶段应根据不同实验动物的采血次数、采血量以及重点关注指标等，以选择采血方式。

3.1.动脉采血方法

3.1.1. 股动脉采血

股动脉在体表易触及，常用于实验大小鼠、豚鼠、猫、狗和猴等动物的采血，且是狗、猫动脉血最常用的方法。建议两人(保定者和采血者)进行采血技术操作，操作方法一般为先由保定者，将动物放于实验

台上,两只左右手一起抓取动物(若为猫、狗、猴等中型动物,则需稍加训练),采血者左手拉直动物下肢,剪去毛,用少量碘酒消毒,并使其静脉完全充盈,或者先以血管搏动时间为指标,右手则用注射器垂直刺穿人血管。小鼠采血量约 0.2~0.8 mL,大鼠采血量约 0.4~0.6 mL;豚鼠一次约可采血约 10~20 mL。

3.1.2. 腹主动脉采血

此检测方法可应用于各种大、小鼠的动物实验及终末期动物的采血,可减少采集供血量大鼠为 1.0~2.0 mL,小鼠为 0.8~1.2 mL。操作方法主要为通过动物腹部麻醉固定后,解剖暴露于腹主动脉壁的方式进行收集腹腔血液。

腹主动脉内采血法因取的血量范围大、不宜造成溶血,适用于多项目血液检测,对各器官系统损伤较小,有利于进行病理组织学的检查,但因操作技术难度较大,技术性更强,应更注意保证适宜的血管麻醉及深度,防止动物心跳的骤停、减少出血。

3.1.3. 耳中央动脉采血

此法常用于兔的采血,一次抽血可达 15 mL。操作方法一般为先将母兔耳朵置于活兔固定筒口内,在活兔耳根部的血管中部处有着一个管壁较厚粗、色泽相对较淡鲜红的兔中央动脉,用兔左手托保持活兔耳,右手提取注射器,在家兔核心动脉管的末端,沿着心脏动脉管水平缓慢地向心腔方位轻轻刺穿入兔动脉,即出现小动脉血流进入注射器针筒,取完血穿刺完成取出后需注意止血。

3.2. 静脉采血方法

3.2.1. 面部静脉采血

主要适用于成年小鼠,通常每天可静脉注射采取血量为约每分钟 0.2~0.5 mL,采血静脉注射位点通常为面静脉和颞浅静脉,面部采血部位通常为无需麻醉。操作方法通常为首先固定实验动物,后利用采血针管迅速地刺入采血点,使动物血液大量流出,获得血液样本。

面部取血一般均不适用于与血凝素相关疾病的小鼠实验和研究[3]中,因为可能会发现有一些不可控程度的皮下出血和过多血栓产生,小鼠还可能同时面临较低血容量和死亡的风险。

3.2.2. 眼眶后静脉丛采血

眼眶采血一般适用于做大规模的实验,速度快、采血量较大的或无麻醉操作条件状态下实施的终末一次采血。主要适用于大、小鼠。采血量一般为大鼠每次 0.4~0.6 mL,小鼠一次 0.2~0.3 mL,适于多次和重复定量采血。操作方法主要为采用徒手保定法用单侧手肘固定一只大小鼠,下承压住大小鼠头部并使之其左眼部向外上方突起,同时双手压迫大鼠颈部,使其两侧眼眶内后端静脉丛处充血,然后再用其另一只手掌沿鼠眼眶后壁边缘轻轻旋转捻动毛细玻璃管,以便其快速地采集血液。另外,每次眼眶采血以左右眼轮换最好,且下一次眼眶采血进行后仍需要再预留足够长的眼球组织的修复时间,一般上一次的眼眶采血结束后还至少还需要再次预留大约 10 d 左右的角膜组织的修复时间[4]。

眼眶采血法目前存在有一些显著不足缺陷和技术缺陷易出现因采血操作方式不当或者多次按摩取失血可导致大鼠眼部伤口感染、失明或眼球变性坏死等对大鼠眼部神经组织功能的直接损伤剂量较大,对眼部动物神经伤害可能性较大,有违实验动物福利的要求[2]。

3.2.3. 耳缘静脉采血

本法为最广泛常用的静脉采血方法之一,常用于兔、猫、狗等动物,宜直接取较少量血液样本作血常规试验或血微量酶活力测定检查等。常作多次反复穿刺取耳血时用,因而注意防护住耳缘血液,以防部分产生血液栓塞也非常之关键。此种采血方法一般可采血 1~2 mL。操作方法通常为将动物保定,选一

个耳脉络清澈通畅的小耳朵，将动物耳静脉位置上的针头毛拔进去，用 75%医用酒精局部加压消毒，待全干透后再用两指尖用力轻轻向下按摩动物耳，使其血液充分扩张，用一根连着有 5 (1/2)号针头组成的无菌注射器轻轻在其耳缘静脉末端处刺破小血管，待没有血液再漏注射器出血取血或先将无菌针头逆血流方向刺入耳缘静脉中取少许血，取完血冲洗干净立即用小棉球轻柔压迫以止血。

3.2.4. 下颌静脉采血

下颌静脉采血伤口小、采血量大、愈合快。下颌静脉采血，即颌下静脉丛采血，常用于实验大、小鼠采血。因其下颌部静脉血管丰富、位置浅表，适宜进行采血。操作步骤一般为首先在动物下颌部做剃除毛及消毒，然后先将麻醉动物面部倒立静止数秒，待见其面部血管完全充盈后才快速地进血针孔抽取新鲜血液。下颌静脉丛采血法成功率更高，对实验动物机体损伤相对小，且简便易快速上手，采血量比较大，可选作为临床药理毒理实验项目中的大批量实验动物活体多次穿刺采血试验优先考虑选择的方法[5]。

3.2.5. 颈静脉采血

常用于兔、猫、狗、猴、羊、鸡、鸽、鸭和鹌鹑等动物的采血。此处血管较粗，易于取血，且取血量较多，一次可取 10 mL 以上。羊一次大约可被抽出 50~100 mL。对于兔急性实验的静脉取血，用此法较方便。对于鸡、鸽、鸭和鹌鹑等禽类，其右侧的颈静脉远较于左侧较粗，故推荐结扎右侧的颈静脉。此注射方法颈部无需注射麻醉，一次可取下较多量的供血。操作方法一般为(经训练后的狗也不需注射固定，未经注射训练前的狗头部应予注射固定)动物取左侧卧位，剪去颈部衣被毛并消毒。将动物颈部放在拉直下，头位尽量保持后仰。用右左手拇指虎口压住颈静脉人中胸部位的颈部皮肤，使之颈静脉怒张，右手握取两支连装有 6 (1/2)号针头管的一次性注射器，针头可沿颈部血管的平行动脉方向向心颈端刺入往前血管。由于颈部此静脉管在人皮下较易向上滑动，针刺入时注意除需用右左手小指固定保护好颈部血管壁外，刺入点要尽量准确，取到血头后须注意及时压迫止血。

3.2.6. 舌下静脉采血

常用于实验室大、小鼠的采血。操作方法为使大小鼠的舌头充分暴露，让采血针与舌面呈 10°角缓慢刺入沿边缘纵行的舌下静脉，可抽取血液。舌下静脉采血对舌肌等组织损伤较小、恢复快、可短期内多次采血，但是必须在麻醉条件下进行。同尾静脉采血，有国外研究者报道发明了一种血管优化的方法——舌下静脉切割法，即直接用手术小剪将每一边的舌下静脉都剪开一条 1 mm 长左右的狭窄小口，用毛细管来吸收所流过动脉的残余血流，该处理方法又因其简便高效而广被采用[6]。

3.2.7. 隐静脉采血

隐静脉采血常用于大小鼠、狗、猫、猪和猴等动物的少量血液采集。一只抽血一般采血量 10~20 mL。此法狗最普遍使用，且较简便。单次静脉采血后的最大安全有效血液采样量一般为实验动物体重总量的小于 0.5%，间隔在一天多次静脉采血之后的最小血液采样量则为实验动物体重总额的低于 0.05%。操作采血过程一般无需静脉麻醉，消除了静脉注射麻醉剂过量对结果的影响。操作方法即为先用保定法固定好实验动物，后腿外侧部分进行剃掉毛刺后，暴露出采血点，采血针刺扎入此采血点，可以准确获取血液样本。

隐静脉针因穿刺血管组织丰富且解剖位置较为浅而表，穿刺时准确性颇高，能更有效地减少治疗失误，进而将极大限度减轻活体动物手术所需要遭受的麻醉痛苦，而日益备受医生青睐。该检验方法由于符合实验伦理保护动物福利法的“3R”原则，有利于促进和保护实验动物的长期健康生存，故为实验鼠连续微量采血检测的首选检测方式之一[7]。

3.2.8. 尾静脉采血

常用于实验室大、小鼠的采血。采血量：小鼠 0.1~0.15 mL，大鼠 0.1~2 mL [7]。操作方法主要为一手捏压住小鼠尾静脉两侧，使其尾静脉完全充盈或显露，针头应呈大约 15°的夹角向上刺扎入其尾部下缘 1~3 cm 的血管处，当其阻力突然完全消失而有坠空感时便可见局部回血，轻轻向下按摩鼠尾，或用一支 75% 的酒精棉球均匀用力滴擦拭整个鼠尾，使局部其下血管进一步扩张，加快皮下血液流出。

尾静脉切割采血是作为传统断尾法采血法的进一步改良的方法，与一般断尾式采血的方法相比，尾静脉切割采血具有操作的时间限制更长、操作安全性要求更高，但鉴于其静脉损伤程度小、愈合恢复快、不良血管反应量少、血样物不易再次受环境污染损伤等优势，具有较高潜在的商业价值。此外，还有许多文献报道已经优化研究出了这样一种更快速准确的采血新方法：尾静脉切割法[8]。即先在患者一侧尾静脉处做一微小的切口，用毛细玻璃针管进行取少量血。该操作方法一般对实验人员技术要求也较低且也可以确保在较短时间内准确快速地采取出新鲜血液，尤其比较适用于初学者。

3.2.9. 其他静脉采血

1) 前后肢皮下静脉取血

常用于兔、羊的采血，其中兔一般于后肢取血。此方法一次可取兔血约 2~5 mL。前后肢皮下静脉取血与上述颈静脉采血方法基本相同。

2) 前腔静脉采血法

常用于猪的采血方法。操作方法为将小型猪保定，充分暴露两侧胸前窝为度，尽可能吊得高一点，使猪的头颈与水平面呈 30 度以上，为有效避免颅内感染情况发生，采集动物血液之前应局部剃毛并消毒，同时让采血用针尽量保持局部清洁，每只采血动物均使用的一次性消毒针头，不能太重复针使用，采血针头时须朝右胸前耳窝最低处采血且头向左离心针方向为垂直时进复针。

3) 翼根静脉取血

常用于鸡、鸭、鸽以及鹌鹑的采血。一般每一羽成年小家禽约可采血约 10~20 mL 左右血液。操作方法为如需抽取血时，可事先将动脉翅膀伸展，显露腋窝，拔毛后即约可看到一个强烈隆起的翼根静脉，此静脉是由翼根进入腋窝的一条较粗静脉。其他操作与上述颈静脉采血方法基本相同。

3.3. 其他采血方法

3.3.1. 大动静脉埋管

常用于大鼠的采血，此方法适用于实验动物的长期连续大量采血。操作方法主要为在颈部游离、结扎颈部血管束后颈部做一个“V”形切口，经这个切口可以插入颈部导管并加以结扎及固定。

自上世纪的八十年代后期，针对实验大鼠体表不同病变部位血管类型的体外埋管手术技术也相继地被广泛开发，最为普遍常见应用的体外埋管病变部位类型主要就包括大鼠颈动静脉、股肱动静脉及兔腹主动脉血管等。其实验模型具有的显著生物学优点之一就是采血过程中，实验动物保持清醒并自由活动，将其受到的外界干扰降至最低[9]。另外，Yoburn 等发现对大鼠进行的髂股动脉内插管，相比其他任何部位动脉的插管，可以大幅增加其静脉通畅度，动物体重恢复到术前正常体重的速度最快[10]。股动静脉埋管手术部位在腹股沟附近，远于离心、肺和小脑动脉等重要血管器官，且周围血管相对也较粗，但因为该部位静脉血管位置较深，导致出血量较多。颈动脉静脉置管术的手术部位位于颈部两侧，存在较大风险，手术失败后实验动物的平均死亡率将相应较高。

此采集方法优缺点较明显，埋管在采血处理时一般无须重复麻醉或进针，弥补了因连续或多次重复采血可能会引起出血的缺陷。并且，其应用创新性不可否认，埋管采血法极大推动促进了人类动物福利

研究的深入发展。但由于目前技术还在探索阶段,存在手术难度大,需采取定期的检查,及时疏通以有效保证插管口畅通等值得充分探索以解决和拓展的问题。

3.3.2. 心脏采血

心脏采血为无菌采血,采血量较大,最好在麻醉下进行。常用于大小鼠、豚鼠、兔、狗、猫和鸡、鸭、鸽等动物的采血。采集供血量大鼠 1~1.5 mL,小鼠 0.5~0.8 mL,兔 15~20 mL,成年雄性豚鼠一般每周最大采血量一次不应超过 10 mL。兔心的胸腔壁由两个纵隔分为几乎互不平行相通的内外两部分,为动物心脏直接采血提供了巨大方便。具体操作方法为固定后麻醉,选取大小鼠、豚鼠的胸腔及左边心肌搏动功能最强部位处进针,兔于距第三肋间胸骨左缘上 3 mm 间隙处(左肋间或剑突处),狗、猫于胸骨左缘偏外下方 1 cm 第 4 肋间处进针,慢慢地回抽至针筒处看到有液体缓缓流向针管,防止大量废气逆流排入心脏。

注意穿刺针头长度宜要稍微细长些,以免动物术后发生手术后穿刺孔大出血。若动物身体较小,一般可不必将动物固定在解剖台上,而可由助手握住前后肢进行采血即可。

推荐用于临床实验中终末期心脏的心脏动物进行采血,其中右心室采血所得结果具有代表性,是较优的终末采血方法。有文献资料显示,不同出生性别的雌雄小鼠在经过心脏穿刺采血检查后血清白细胞计数结果存在着显著差异,其中雌性小鼠血清的白细胞计数结果最低,故实验时应注意动物性别对实验结果产生的影响[11]。

3.3.3. 鼠尾采血

鼠尾采血主要分为断尾采血和鼠尾刺血,适用于少量多次连续采血。

1) 断尾采血

断尾采血又称尾尖采血、剪尾采血。

操作方法为使用一个小烧杯来容纳老鼠,从烧杯顶部的槽中拉出老鼠尾巴,用酒精棉球反复擦拭尾巴以扩张血管,或者将老鼠尾巴放入 40℃ 的温水中 2~3 min 以扩张血管。在剪尾之前,用 75% 的酒精消毒,并用剪刀在距尾巴尖 1 mm 处剪下尾巴。用手自小鼠尾部近心端用适当的力捋向尾尖,让血液流出,将其放入装有抗凝剂的 EP 管中。采血后用干棉球压迫止血。

一般可采集血量:大鼠 0.3~0.5 mL,小鼠 0.1~0.2 mL;剪尾长度:小鼠不超过 1 mm,大鼠不超过 2 mm,最长剪尾长度均不超过 5 mm;所采集血液为动静脉混合血,不适用于老龄鼠[6]。若一次取血失败,则可再次向近心端断尾,一般每只大小鼠的采血总次数可达 10 次以上[12]。同时,当尾部被切除 1/3 以上后会引引起痛觉过敏[13]。故从保障实验动物福利的原则出发,应严格控制每只大小鼠的剪尾次数和每次的剪尾长度、采血动作应轻柔迅速以及应及时给予消毒止血,避免感染。另外,建议采用棉球压迫、胶布包扎、电烧灼或 6% 液体火棉胶等方法止血[6]。

2) 鼠尾刺血

常用于大鼠,一般可采集血量 0.01~0.05 mL,一般每天可供采集血量在 0.01~0.05 mL 之间[6]。大鼠采集用血供量不多时,可直接采用本法。操作方法是先轻轻将新鲜鼠尾根部用大量温水多次擦拭,再用少许酒精加以消毒洗涤和轻轻擦拭,使新鲜鼠尾基部充血,用针头注射时针头轻轻刺入新鼠尾静脉,拔出针头时皮下即能有清血滴涌出。同为断尾采血,若仍需做长期多次采血,应考虑先由远心端向近心端依次采血。

3.3.4. 摘眼球采血

取血量为 0.5~0.8 mL。操作方法为左手单手固定已经麻醉小鼠,捏紧头背部皮肤,使得小鼠眼球明显突出,用小的弯镊夹住一侧眼球,稍用力摘除眼球,立刻就有血液流出,把摘除眼球的这一侧稍向下

让血液滴在 1.5 mL 抗凝 EP 管中立即混匀。采血量大，而且是一次性采血的，用麻醉情况下眼球摘除法比较理想。

3.3.5. 断头采血

一般适用于实验室小鼠，断头小鼠可采血 0.8~1.2 mL，大鼠约 5~10 mL。左手单手固定好已经被麻醉好的麻醉小鼠，右手拿手术剪刀快速的用力地从小鼠喉颈部轻轻剪切断小鼠颈部的动静脉，血液就瞬间流出，放低头部把剩余血液直接滴定在约 1.5 mL 的凝 EP 管中内，立即充分混和匀以防止凝血。从保障动物福利的角度出发，断头取血手段残忍，且不能重复取血，还很难避免毛发的污染，容易引起溶血，仅推荐作为其他采血方法失败的时候可以考虑的一种补救方法。

此外还有耳缘剪口采血、毛细血管采血等不同方式的采血运用到兔、猴等不同的实验动物中。

4. 展望与总结

实验动物采血要依据不同的实验目的，所需检测的参数，实验研究的要求来确定血液样本的特性。实验设计时应按照采血的具体要求，选择相匹配的采血方式及采血频率，灵活运用采血专业技能，确保实验的有效开展，与此同时最大限度地减少人为操作对血液样品所产生的影响。

现有的实验动物采血仍存在对实验动物损害较大，极易造成创伤性影响动物健康，反复采血或引起应激严重，影响实验结果；高精采血技术难度和风险高，对采血者熟练度要求高，易感染或引起并发症；样品质量受限和采血数量难控等局限性。

实施活体动物实验操作中，应同时充分综合考虑多种采血实验方式会对试验动物健康造成严重的组织损害，尽量地保障活体动物实验的福利，在坚持“3R”原则要求的原则基础之上，符合实验动物伦理，尽可能有效地综合应用各种对活体实验的动物没有疼痛、组织轻微损伤的以及试验压力相对最小的各种采血方式。

不同实验动物的采血方法对实验数据具有重要的检测意义，影响数据的准确性，对动物的生理状态产生不同的影响，并直接影响获得血样的质量，还需要考虑有溶血的风险、是否实验抗凝剂以及抗凝剂的选择，在数据检测中扮演着关键角色。有效的采血方法，不仅可以确保数据的准确性与可靠性还能减轻对实验动物的负面影响从而提升整个实验的有效性，可以保证实验数据的规范搜集，对实验设计形成很好的支持。

大动静脉埋管等新兴采血技术的创造性发展为实验动物采血方法的未来发展提供了新的思路。采血方法的优化和改进，以降低动物应激和痛苦，提高动物福利；探索利用体外模型、计算机模拟等替代部分动物采血实验，或通过优化实验设计减少动物使用数量；与临床前研究和转化医学的结合将更加紧密，采血方法将模拟临床实际情况，为药物研发、疾病模型建立等提供更具临床相关性的血液样本，加速从动物实验到临床应用的转化；建立更加完善、统一的实验动物采血操作标准和规范，确保不同实验室、不同地区的采血结果具有可比性和可靠性；开发更先进的样本质量评估技术和指标，实时监测采血过程和样本质量，及时发现和纠正可能影响实验结果的因素，完善样本质量评估体系，控制采血操作标准化，采血质量标准化。

利益冲突

作者声明本文不存在利益冲突。

项目基金

陕西省创新能力支撑计划项目(2021PT-038); 陕西省青年创新团队研究项目(23JP153); 大学生创新创业训练项目(202411840033)。

参考文献

- [1] 赵巧辉, 刘孟洲. 实验动物采血方法[J]. 上海畜牧兽医通讯, 2006(5): 4-6.
- [2] 杨健莉, 刘佳, 郑志红. 常用实验大小鼠采血方法及其对实验动物福利的影响[J]. 中国比较医学杂志, 2019, 29(1): 90-94.
- [3] Francisco, C.C., Howarth, G.S. and Whittaker, A.L. (2015) Effects on Animal Wellbeing and Sample Quality of 2 Techniques for Collecting Blood from the Facial Vein of Mice. *American Association for Laboratory Animal Science*, **54**, 76-80.
- [4] van Herck, H., Baumans, V., Brandt, C.J.W.M., Hesp, A.P.M., Sturkenboom, J.H., van Lith, H.A., *et al.* (1998) Orbital Sinus Blood Sampling in Rats as Performed by Different Animal Technicians: The Influence of Technique and Expertise. *Laboratory Animals*, **32**, 377-386. <https://doi.org/10.1258/002367798780599794>
- [5] 韩穆轩, 邢影, 王岳睿, 等. 大鼠颌下静脉丛采血技术方法及其效果比较[J]. 中国比较医学杂志, 2023, 33(4): 104-108.
- [6] 马征, 刘秀英, 黄凰. 两种采血方法对大鼠生化和血相指标的影响研究[J]. 湖南师范大学学报(医学版), 2012, 9(2): 44-46.
- [7] 黄浙学, 朱青青, 余雨滋, 等. 大小鼠多种连续微量采血法的比较[J]. 江西师范大学学报(自然科学版), 2022, 46(2): 164-170.
- [8] Watanabe, A., Watari, R., Ogawa, K., Shimizu, R., Tanaka, Y., Takai, N., *et al.* (2015) Using Improved Serial Blood Sampling Method of Mice to Study Pharmacokinetics and Drug-Drug Interaction. *Journal of Pharmaceutical Sciences*, **104**, 955-961. <https://doi.org/10.1002/jps.24236>
- [9] 杜飞飞, 王凤清, 贾伟伟, 等. 啮齿类动物插管技术用于药动学采血的研究进展[J]. 中国实验动物学报, 2020, 28(1): 129-136.
- [10] Yoburn, B.C., Morales, R. and Inturrisi, C.E. (1984) Chronic Vascular Catheterization in the Rat: Comparison of Three Techniques. *Physiology & Behavior*, **33**, 89-94. [https://doi.org/10.1016/0031-9384\(84\)90018-0](https://doi.org/10.1016/0031-9384(84)90018-0)
- [11] Doeing, D.C., Borowicz, J.L. and Crockett, E.T. (2003) Gender Dimorphism in Differential Peripheral Blood Leukocyte Counts in Mice Using Cardiac, Tail, Foot, and Saphenous Vein Puncture Methods. *BMC Clinical Pathology*, **3**, Article No. 3. <https://doi.org/10.1186/1472-6890-3-3>
- [12] 刘帅, 李军延, 陈巍. 不同采血方法 Wistar 大鼠血常规的影响[J]. 实验动物科学, 2014, 31(2): 32-34.
- [13] Omorodola, I.A., Kathleen, B.W. and Jean, A.N. (2008) Evaluation of Saphenous Venipuncture and Modified Tail-Clip Blood Collection in Mice. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, **47**, 8-15.