·综述·

动物模型在消化内镜中的应用与展望

陈出新[1,2]　徐华谦[1]　吴红[1]　王玲[1]　汤善宏[1]
[1]中国人民解放军西部战区总医院消化内科，成都 610083；[2]成都中医药大学医学与生命科学学院，成都 610072
通信作者：汤善宏，Email：tangshanhong@swjtu.edu.cn

【提要】 消化内镜技术发展迅速，新兴的内镜技术需依赖动物模型进行安全性评估与操作培训。目前离体模型多用于器械初始性能测试，活体模型中，家猪因其解剖结构与人体相似成为培训与新技术验证的“黄金模型”，犬类则特别适用于肠道疾病机制的研究，家兔和鼠类在低成本疾病建模与基因编辑中颇具优势。当前动物模型存在成本高、物种差异大等局限，未来“动物模型+数字技术”混合模式及多物种模型与类器官等技术的融合，将提升临床转化效能，为技术创新提供支撑。

【关键词】 模型，动物；　动物实验；　消化内镜；　内镜培训；　新技术验证

Applications and prospects of animal models in digestive endoscopy

Chen Chuxin[1,2], Xu Huaqian[1], Wu Hong[1], Wang Ling[1], Tang Shanhong[1]
[1]Department of Gastroenterology, Western Theater Command General Hospital, Chengdu 610083, China; [2]College of Medicine and Life Sciences, Chengdu University of Traditional Chinese Medicine, Chengdu 610072, China
Corresponding author: Tang Shanhong, Email: tangshanhong@swjtu.edu.cn

一、引言

消化内镜技术作为现代医学诊断与治疗消化系统疾病的核心手段，其发展历史最早可以追溯到1805年，德国科学家菲利普·博齐尼（Philip Bozzini）发明了一种名叫lichtleiter（光导器）的仪器，这种原始仪器使用蜡烛作为光源，结合一个反射面和一系列窥器，用于观察膀胱、口腔、耳朵、直肠和阴道[1]，被认为是人类历史上首次对内镜的探索。20世纪60年代商业化柔性光纤内镜的引入，使得消化内镜逐渐向今天所使用的内镜靠拢。近几年随着内镜硬件和材料工程学的不断创新，内镜黏膜下剥离术（endoscopic submucosal dissection，ESD）、内镜逆行胰胆管造影术（endoscopic retrograde cholangiopancreatography，ERCP）、内镜十二指肠乳头括约肌切开术（endoscopic sphincterotomy，EST）、超声内镜引导细针穿刺抽吸/活检术（endoscopic ultrasound-guided fine-needle aspiration/biopsy，EUS-FNA/B）、超声内镜引导胃肠吻合术（EUS-guidedgastroenterostomy，EUS-GE）等一系列精妙复杂的内镜手术也逐渐变为现实，消化内镜技术在器械研发与微创介入技术领域实现了突破性进展。

然而，新型内镜设备的安全性评估、创新诊疗技术的可行性验证以及复杂内镜手术标准化操作流程的建立，均高度依赖于严谨、科学的实验研究体系。动物模型与人类消化系统在生理结构及病理机制上具有相似性，已成为连接基础医学理论与临床实践的重要纽带，也为消化内镜技术的创新发展提供了关键的模拟研究平台。从早期基于解剖学特征的基础研究，到当前人工智能辅助内镜诊疗技术的临床前验证，动物模型在消化内镜技术迭代升级的各个阶段均发挥着关键作用。尽管现有的研究已取得丰硕成果，但随着消化内镜技术的持续革新，如何进一步优化动物模型构建方案、提升临床前研究成果的转化效能，仍是当前亟须攻克的重要课题。本文将系统综述动物模型在消化内镜领域的应用现状，深入剖析现存的技术瓶颈，并对未来发展趋势进行前瞻性探讨，旨在为动物模型更好地应用于消化内镜技术研究提供思路。

二、动物模型的概述

消化内镜动物模型可分为离体动物模型和活体动物模

DOI：10.3760/cma.j.cn321463-20250905-00267
收稿日期　2025-09-05　　**本文编辑**　许文立　朱悦
引用本文：陈出新，徐华谦，吴红，等. 动物模型在消化内镜中的应用与展望[J]. 中华消化内镜杂志，XXXX，XX(XX)：1-6. DOI：10.3760/cma.j.cn321463-20250905-00267.

型两大类。离体动物模型是将动物的消化器官或组织离体后，通过特定的装置模拟体内环境，为内镜研究提供稳定可控的实验平台，其优势在于可排除动物机体复杂生理因素的干扰，精准聚焦器械与组织的相互作用机制，例如研究球囊扩张治疗对食管狭窄病变部位的作用力，则需要对狭窄的病变部位反复多次施压，过程中可能造成食管的撕裂损伤，这显然在活体动物身上无法进行，离体模型则能反复多次调整参数，高效完成多种条件下的对比测试，这种优势使得离体模型常被用于新型内镜器械的初始性能评估与优化。而活体动物模型则更贴近临床真实场景，通过在健康或构建疾病模型的动物体内开展内镜操作，全面评估技术的安全性、有效性和可行性。例如，在研发用于早期胃癌诊断的激光共聚焦显微内镜时，研究人员在构建胃癌模型的活体猪体内进行动态观察，不仅能实时监测病变部位的细胞结构变化，还能评估内镜操作对动物机体产生的全身性影响，为技术向临床转化提供关键数据支持。此外，活体模型在探索内镜治疗复杂疾病的手术路径和并发症防治策略上也具有不可替代的作用，EUS-GE就是通过家猪模型研发并优化的。

活体动物模型又根据动物体型大小分为大型动物模型和小型动物模型，不同类型的动物在消化内镜研究中各展所长。大型动物模型以家猪和比格犬为代表，因其胃肠道解剖结构、生理功能与人类高度相似，成为消化内镜研究的“黄金模型”。小型动物模型中，鼠类凭借繁殖周期短、基因编辑技术成熟的优势，在基础研究领域占据重要地位；家兔则因成本相对较低、操作便捷，常作为内镜新技术预实验的过渡模型。这些不同体型的活体动物模型相互补充，从分子机制探索到临床前试验，构建起多层次、全方位的研究体系，为消化内镜技术的突破与临床转化提供支撑。

1.家猪模型

家猪模型因消化系统解剖结构与人类高度相似，在消化内镜方面主要用于技能训练和创新诊疗技术的可行性验证。例如ESD和ERCP技术，因其复杂性和并发症发生的潜在风险较高，操作前培训和掌握专业知识对这两类手术的有效性和安全性至关重要。然而，与其他内镜技术相比，ESD和ERCP的病例数量相对有限，使得受训者短期内无法接触到足量病例，从而延长掌握技能的所需时间。Küttner-Magalhães等[2]通过问卷方式对2013—2019年间参加过活体猪模型ESD培训的参与者进行调查，以评估他们培训前后的ESD能力、学习曲线轨迹等。研究共有40名参与者，其中47%的内镜医师在培训后直接进行了人类ESD。从整体数据来看，参加过活体猪模型ESD培训后的医师，手术的整块切除率为92%，R0切除率为88%，治愈性切除率为86%，不良事件发生率<10%。相较于未进行活体猪ESD培训的医师，他们的学习周期更短，并且能够在临床操作的早期阶段达到超过平均学习曲线的临床结果。该团队的另一项研究则是纳入了17名来自不同医院具有不同学术背景及不同内镜基础的参与者，研究要求这些参与者在活体家猪模型上完成70项ESD相关操作，并研究他们的学习曲线，结果发现随着连续的手术训练，参与者的完整切除率从88.2%提高到100%，整块切除率从76.5%提高到100%，ESD速度从8.6 mm^2/min提高到31.4 mm^2/min[3]。可见大量的重复刻意训练能有效提升手术的熟练度，而活体猪因食管、胃、肠道等消化器官的解剖结构与人类极为相似，具有精准模拟人体消化内镜操作空间环境等优势，成为内镜技术培训中首选的模型。

家猪模型不仅在内镜技术模拟训练运用广泛，同时也是新型内镜器械与技术的可行性测试模型首选之一。2002年Fritscher-Ravens等[4]首次在猪模型中提出EUS-GE的概念，但由于该技术操作复杂、需要特殊设备以及内镜更换，未能被采用。2012年Binmoeller等[5]又在家猪模型中试验了使用双腔固定金属支架的EUS-GE，借助该支架，EUS引导下进行内镜胃肠吻合成为可行，随后这一技术也很快被应用于人体。2010年Carpi等[6]在猪模型上测试超声胶囊内镜的定位和图像传输能力，证实该技术可通过磁导航系统实现全胃肠道的精确操控和实时成像，随后这项技术也成功在人体中运用。2020年Chiu等[7]使用新型机器人系统在一只体重66.7 kg的猪模型上进行了5次ESD，平均手术时间为73.8 min，切除标本的平均大小为1 340 mm^2，为内镜机器人手术的开展提供了重要的临床前经验。Yang等[8]则是在活体猪上评估使用新型一次性使用电圈套切介刀的混合ESD的安全性和有效性。Pang等[9]在迷你猪模型上进行EUS引导下自然腔道经腔胆囊息肉切除术，为胆囊切除术提供了一种微创的替代方案。这些例子都证明，消化内镜技术的创新与发展离不开动物模拟研究平台。

除了技能训练和新技术验证等应用，家猪在疾病模型的构建与治疗研究中的作用也不容小觑。近年来，随着内镜技术的发展，ESD已成为早期食管癌的一线治疗方法[10]。ESD微创且治愈率高，但术后可能出现并发症，最常见的是术后食管狭窄。食管狭窄不仅影响患者生活质量，还可能导致严重并发症如吸入性肺炎和营养不良。尽管局部注射或口服类固醇可预防狭窄，但仍有部分患者需要进行内镜球囊扩张。内镜球囊扩张过程中由于扩张压力过大可能引发食管穿孔等严重并发症，但若压力不足则达不到解除狭窄的效果，因此研究食管狭窄的发病机制和球囊扩张中的关键风险点至关重要。Kinowaki等[11]通过ESD术后诱导食管狭窄的家猪模型，在ESD术后3周进行球囊扩张，评估球囊扩张术的疗效及最佳压力参数，发现适当压力和频次可有效扩展肌层并减少纤维化。Lukas等[12]则开发了一种新颖、可重复的猪模型，用来模拟吻合口狭窄出血，其病理类型类似于克罗恩病，通过该模型可以有效模拟从微量出血到大量出血的不同场景，用于测试止血技术和新型诊断工具的有效性。种种科研成果都表明家猪模型凭借与人类消化系统解剖、生理的相似性，成为消化内镜技术研发与培训的核心实验对象。家猪模型在模拟真实手术环境、评估新技术安全性及探索疾病机制方面具有不可替代的优势。

但家猪模型仍存在一些局限性，首先是维护成本较高，家猪体型较大，需要专门的设施和大量资源进行饲养，导致其使用成本显著高于啮齿类动物模型[13]。这对长期研究或大规模实验的可行性构成挑战。其次尽管近年通过转基因技术（如CRISPR）已部分克服了基因修饰的难题，但猪的基因编辑仍比小鼠更复杂且耗时，尤其在建立特定疾病模型时，研发周期较长[14-15]。另外尽管猪的器官尺寸和解剖结构与人类高度相似，但在代谢、免疫反应及某些酶活性方面仍存在物种特异性差异。例如，猪的细胞色素P450酶活性与人类不同，可能影响药物代谢研究的临床转化[16]。并且尽管猪的伦理争议低于非人灵长类，但在长期或侵入性研究中大型动物的实验仍面临严格的监管审查[17]。

2.犬类模型

犬类模型在消化内镜的应用优势主要在于其肠道菌群组成与人类高度相似，并且可以自然发生与人类相似的肠道疾病，如炎症性肠病（inflammatory bowel disease，IBD）、溃疡性结肠炎、肠出血性大肠杆菌感染等。这些优势使犬类模型成为研究人类肠道疾病病理机制及治疗手段的理想大动物模型[18]。Allenspach等[19]对照研究42例IBD犬和19例正常犬的肠道内镜表现及病理活检结果，提出一种新的模型用来评估IBD犬的组织病理学变化与疾病临床活动之间的相关性，该新模型与早期分级方案相比，在组织病理学特征（包括总结性组织学评分和选择的组织学评分）与IBD临床活动相关方面显示出更高的实用性，这对人类IBD临床活动性评估具有启示意义。

此外，一些食管功能性疾病也可使用犬类模型来进行模拟，例如在胃食管反流中部分患者存在无症状性食管反流，临床中此类病患通常不会就诊，而犬类模型则能有效解决这个问题。Blignaut等[20]对35只犬类模型进行了一项前瞻性研究，比较食管反流病中多通道腔内阻抗联合pH监测、单纯pH监测、单纯多通道腔内阻抗及内镜直接观察在检测食管反流的精准性，研究发现多通道腔内阻抗联合pH监测是检测食管反流的可靠方法，并有望成为未来研究的工具；内镜检查真实可靠，能够主观量化反流量，然而缺乏区分反流物pH值的能力；但若仅参考pH值则会错过pH值在中等范围（4.1~7.4）的反流事件。阻抗的引入解决了与pH值单独相关的一些局限性，并提高了诊断准确性。Singh等[21]探讨贲门失弛缓症经口内镜下肌切开术后的“真正胃食管反流”研究中也得出类似的结论。同时由于不同犬种体型差异较大（5~40 kg），可用于模拟从儿童到成人的消化道尺寸梯度，这对内镜器械的适配性测试（如胶囊内镜通过性）具有独特价值[22]。并且因为犬类可以长期存活并形成慢性病变（如食管狭窄、纤维化靶病灶），所以它们更加适合用于评估内镜治疗技术的远期效果。

犬类模型也可以用于解剖学教学和内镜操作培训，通过结合新兴技术如3D打印、虚拟现实等，可以使培训的效果事半功倍。Díaz-Regañón等[23]报道了一项基于3D打印犬上消化道模型（食管-胃-十二指肠）的内镜教学培训研究，该研究表明，结合真实标本的3D模型能增强学生对解剖结构的理解，同时有效提升学生内镜技术水平。此外，针对复杂病例的动物模型开发，也为内镜技术的高级训练提供了逼真的模拟环境。He等[24]通过对6只比格犬不同部位注射50%葡萄糖溶液（胃底、胃体和胃窦的3个黏膜下区域），成功模拟了胃局部纤维化病变，随后在此模型上进行局部纤维化病变下的牙线牵引辅助ESD。参与实验的内镜医师对疾病模型的逼真性表示高度满意，这项研究也为复杂病例、少见病例的内镜技术培训提供了新思路。

犬类模型同样存在一定的局限性，其一，比格犬的解剖结构与消化生理功能与人类差异显著，如肠道尺寸、蠕动模式等，这导致实验结果难以直接转化到临床应用[18]。其二，比格犬相较家猪体型较小，在一定程度上限制内镜操作，常规的消化内镜器械基于人体设计，在比格犬较小的管腔（如食管、结肠）中操作灵活度不足，可能漏诊微小病变[25]。其三，比格犬在疾病模型构建中同样存在局限性，例如犬类虽可自发IBD，但其病因、病程和免疫反应与人类IBD不完全一致[26]。比格犬的IBD病变以淋巴浆细胞浸润为主[27]，而人类常见克罗恩病或溃疡性结肠炎则是更为复杂的免疫过程，这限制了犬类模型病理机制研究的普适性。其四，某些模型虽可通过注射诱导[24]，但难以精确控制纤维化程度和范围，这影响实验可重复性。此外，比格犬仍属于大型动物，同样存在维护成本高，需要专门的养护设施和饲养等问题，未来需结合多物种模型与体外技术（如类器官、人工智能辅助）提升研究价值。

3.家兔模型

家兔模型的主要优势在于成本低廉、饲养容易、解剖结构相对简单，故在消化疾病研究中常用于某类疾病的模型构造、新型材料的植入和新设备的测试，例如食管良性狭窄模型、胆管良性狭窄模型等。

Sun等[28]通过在显微镜下使用血管夹阻断家兔胆总管下段，联合胆囊切除术并在胆总管残端插入导管，建立了一种新型的胆管良性狭窄动物模型。该模型可以模拟疾病的发生发展，并可通过血清学、胆管造影和病理检查来评估胆管良性狭窄病变。该模型还包括一个外部引流管，允许持续输注药物以治疗胆管狭窄，使得模型非常接近临床真实的疾病进展过程，并且重复给药的模型也对临床决策以及开发新的治疗方案提供实验基础。

家兔作为食管良性狭窄的动物模型，则是通过内镜下对食管的化学腐蚀，形成稳定的食管狭窄模型，该模型可用做测试特定药物或植入性材料对食管狭窄的预防和治疗作用。Zhu等[29]在研究中使用家兔模型测试了他汀类药物（阿托伐他汀）预防食管狭窄的效果。实验表明，阿托伐他汀组在预防狭窄方面有效，此外，免疫组化结果显示，阿托伐他汀组的TGF-β1、CTGF和α-SMA表达显著降低，这说明阿托伐他汀的预防狭窄效果可能是通过抗纤维化活性来实现的，这为后续靶向药物的研究提供了理论依据。另一项研究中，Ren等[30]将18只食管良性狭窄的家兔模型，分成对

照组、气囊组和紫杉醇涂层气囊组，用于评估紫杉醇涂层气囊的可行性和有效性。结果表明，这种涂层气囊可有效减轻局部炎症反应和胶原沉积以实现对狭窄过程的干预。

除了在食管狭窄方面的应用，家兔还可以应用于内镜息肉术式的研究。Mi 等[31]为研究冷活检钳息肉切除和热活检钳息肉切除后黏膜缺损的修复情况，对40只家兔的正常结肠黏膜进行了分组切除，并在术后第7天和第15天评估黏膜缺损修复情况、愈合状态、瘢痕形成情况。结果表明与热活检钳息肉切除相比，冷活检钳息肉切除后的黏膜缺损修复更快，更可能实现无瘢痕愈合，同时热活检钳息肉切除更容易导致薄结肠壁穿孔。

家兔模型的局限性在于模型细节较少、解剖功能差异大、模型不稳定、技术适用性不足等。这导致家兔模型在机制探索和技术转化方面逊色于大型动物模型（如猪），但其成本低廉、饲养容易，作为实验向临床过渡的模型非常合适。

4. 鼠类模型

实验大鼠因为生长快、易于饲养、繁殖力强以及成本低廉而受到研究人员的欢迎，最早使用大鼠进行动物实验的历史可以追溯到19世纪中叶，大鼠可以说是第一种专门驯化用于科学实验的动物。在消化内镜领域，大鼠被用于模拟人类食管良性狭窄，特别是由内镜黏膜切除术（endoscopic mucosal resection，EMR）或ESD引起的并发症。Luo 等[32]通过直视下对大鼠行食管黏膜切除，以模拟ESD相关的狭窄机制，与假手术组相比，黏膜切除组的体重增长缓慢，并且吞咽困难评分显著升高。这表明通过该方法可以成功建立食管狭窄大鼠模型。与大型动物相比该模型成本更加低廉并且更易获得，并且在狭窄的病理和炎症通路研究方面有独特的优势。另一项研究则是通过胆囊镜的直接可视化技术，从大鼠胃造口逆向损伤食管黏膜层，创建了稳定的食管狭窄大鼠模型[33]。这种方法解决了原有模型缺乏稳定性的问题，为内镜治疗后的狭窄并发症研究提供了可靠工具。

此外鼠类因基因编辑技术成熟的优势，在疾病发病机制、类器官移植模型等基础研究领域占据重要地位，Roper 等[34]通过在无癌症易感突变的小鼠中进行原位基因编辑和正位类器官移植和基因编辑技术，成功诱导小鼠原位肿瘤的形成。实现了快速体内表征与癌症相关的基因，并重现肿瘤进展和转移的全部谱系。Qi 等[35]则是利用小鼠模型、基因编辑技术和转录组测序，阐明了胃癌中静止期癌细胞通过免疫抑制抵抗T细胞介导免疫反应的分子机制，为优化胃癌治疗策略和改善患者预后提供了新的启示。

鼠类模型的局限性也显而易见，首先，消化道解剖结构和食管管径与消化内镜不匹配，鼠类（如小鼠、大鼠）的消化道管径极细（小鼠食管直径1~2 mm，结肠直径3~4 mm），常规消化内镜（如胃镜、结肠镜）无法直接使用，需依赖微型内镜（如膀胱镜、胆道镜等）或定制化微型器械。这导致鼠类模型难以模拟人类内镜操作中的手感、器械弯曲度及组织张力感知，尤其对需要机械操作（如活检、止血、剥离）的技术研究存在明显限制。其次，微创操作的技术壁垒较高，鼠类体型微小，内镜操作需在显微镜下进行，这对操作者的精细度要求极高。这使得鼠类模型难以模拟人类临床中的标准化操作流程，也无法用于培训内镜医师的基础技能（如进镜手感、病变识别等）。但鼠类模型在基因编辑、基础机制研究中具有独特优势，这也使得它成为内镜研究中不可或缺的一部分。

三、总结

在消化内镜技术的发展与培训体系中，动物模型始终扮演着不可或缺的角色。猪、犬等哺乳动物的消化系统与人类解剖学和生理学具有较高的相似性，成为消化内镜操作培训的理想载体。兔、鼠等小型动物则在疾病造模和基因编辑等方面展现出不可替代的优势，成为了内镜基础研究中的基石。通过在动物模型上进行结肠镜、胃镜等操作练习，受训者能够在接近真实人体的环境中熟悉器械操控、掌握解剖标志识别技巧，尤其是在盲肠插管到达率等关键技能的训练中，动物模型为学员提供了从理论到实践过渡的重要桥梁。随着就诊体验感需求的不断提高，真人患者内镜培训受限，动物模型的价值更进一步凸显。动物模型不仅为受训者提供了安全可控的操作场景，缓解了在活体患者内镜操作中的压力，还能通过重复性操作帮助学员巩固技能，降低因培训不足导致的医疗风险。

尽管动物模型在消化内镜研究中扮演着不可替代的角色，但不可忽视的是，其发展面临着诸多严峻挑战。从伦理层面来看，动物实验引发了广泛的伦理争议，社会对于动物福利的关注度日益提升，这要求在实验设计与实施过程中，必须严格遵循“3R 原则”，即替代（replacement）、减少（reduction）和优化（refinement），尽可能降低对动物造成的伤害。在成本方面，无论是大型动物的养殖、照料，还是实验过程中的物资消耗，都带来了高昂的经济负担，这无疑限制了大规模实验的开展。而且，不同物种与人类在生理、解剖以及基因层面存在着固有差异，这种差异使得实验结果向临床转化时面临重重困难，难以确保结果的准确性与可靠性（表1）。

展望未来，消化内镜动物模型领域有望借助多学科融合实现突破。在技术创新上，“动物模型+数字技术”的混合模式展现出巨大的潜力。例如，通过构建基于虚拟现实和增强现实技术的内镜手术模拟系统，医师能够在高度仿真的虚拟环境中反复练习复杂的内镜操作，如ESD、ERCP等，减少对活体动物实验的依赖。与此同时，利用人工智能对大量动物实验数据进行深度挖掘与分析，可实现对手术效果的精准预测和风险评估，进一步优化手术方案。正如相关研究表明，将人工智能应用于内镜图像识别，能够显著提高消化道病变的检出率与诊断准确率[36]。尽管机器人平台和高级模拟器可能逐步改变培训格局，但动物模型在消化内镜培训中的独特价值仍不可替代。动物模型能够模拟复杂病理状态、提供组织触感反馈等优势，这使得动物模型在

表1　常用动物模型的优缺点

动物模型	适用场景	优点	缺点
猪	内镜操作培训 创新诊疗技术可行性验证 构建疾病模型	消化系统解剖、生理与人类高度相似 可耐受多次内镜操作，伦理限制较少， 适合大样本重复实验	解剖结构仍存差异 疾病模拟范围有限 养殖维护成本高 长期研究存在限制，如寿命、术后护理等
狗	构建食管及肠道疾病模型 解剖学教学及内镜操作培训	肠道菌群和人类高度相似 解剖结构适配性较高 不同犬类体型差异大，可模拟从儿童到成人的不同消化道尺寸	体型较小，器械适配性不高，镜下操作空间有限 疾病模型构建与人体病理生理机制存在差异 养殖维护成本高
兔	构建疾病模型 新型材料或新设备测试	成本低廉，方便饲养 解剖结构相对简单 疾病模型构建高效	解剖生理与人体差异大，器械适配性不高 缺乏模型的长期研究
鼠	构建疾病模型 疾病机制的基础研究 基因编辑	成本低廉，易于饲养，繁殖力强 操作相对简单 模型构建可行性较高	解剖与人体差异显著，器械适配性不高 部分技术和操作存在门槛 啮齿类动物与哺乳动物存在跨物种转换局限性

培养学员应对突发情况、提升临床决策能力等非技术技能方面具有不可替代性。正如达芬奇机器人的引入并未完全取代传统手术培训，动物模型或将与新兴技术形成互补，共同构建更高效、更安全的消化内镜培训体系，为应对全球医疗需求增长和技术革新提供坚实支撑。

利益冲突　所有作者声明不存在利益冲突

参　考　文　献

[1] Gilger MA. Gastroenterologic endoscopy in children: past, present, and future[J]. Curr Opin Pediatr, 2001,13(5):429-434. DOI: 10.1097/00008480-200110000-00008.

[2] Küttner-Magalhães R, Dinis-Ribeiro M, Marcos-Pinto R, et al. Endoscopic submucosal dissection skills transfer to clinical practice after hands-on workshops: an international survey[J]. Dig Dis, 2022,40(5):665-674. DOI: 10.1159/000521274.

[3] Küttner-Magalhães R, Dinis-Ribeiro M, Bruno MJ, et al. A steep early learning curve for endoscopic submucosal dissection in the live porcine model[J]. Dig Dis, 2022, 40(6): 816-825. DOI: 10.1159/000521429.

[4] Fritscher-Ravens A, Mosse CA, Mills TN, et al. A through-the-scope device for suturing and tissue approximation under EUS control[J]. Gastrointest Endosc, 2002,56(5):737-742. DOI: 10.1067/mge.2002.129084.

[5] Binmoeller KF, Shah JN. Endoscopic ultrasound-guided gastroenterostomy using novel tools designed for transluminal therapy: a porcine study[J]. Endoscopy, 2012, 44(5): 499-503. DOI: 10.1055/s-0032-1309382.

[6] Carpi F, Kastelein N, Talcott M, et al. Magnetically controllable gastrointestinal steering of video capsules[J]. IEEE Trans Biomed Eng, 2011,58(2):231-234. DOI: 10.1109/TBME.2010.2087332.

[7] Chiu P, Ho KY, Phee SJ. Colonic endoscopic submucosal dissection using a novel robotic system (with video) [J]. Gastrointest Endosc, 2021, 93(5): 1172-1177. DOI: 10.1016/j.gie.2020.09.042.

[8] Yang L, Ma XZ, Su H, et al. Safe and effective hybrid endoscopic submucosal dissection with ALL IN ONE snare in porcine gastric model (with video) [J]. Sci Rep, 2024, 14(1): 10060. DOI: 10.1038/s41598-024-61031-4.

[9] Pang H, Man Q, Min L, et al. Endoscopic ultrasound-guided gallbladder endoscopic mucosal resection: a pilot porcine study[J]. Minim Invasive Ther Allied Technol, 2023, 32(1): 24-32. DOI: 10.1080/13645706.2022.2153228.

[10] Al-Haddad MA, Elhanafi SE, Forbes N, et al. American Society for Gastrointestinal Endoscopy guideline on endoscopic submucosal dissection for the management of early esophageal and gastric cancers: methodology and review of evidence[J]. Gastrointest Endosc, 2023, 98(3): 285-305. e38. DOI: 10.1016/j.gie.2023.03.030.

[11] Kinowaki S, Shimizu Y, Ono M, et al. Experiment on endoscopic balloon dilation for esophageal stenosis after endoscopic submucosal dissection in pigs[J]. J Gastroenterol, 2021,56(6):527-536. DOI: 10.1007/s00535-021-01791-2.

[12] Lukas M, Kolar M, Ryska O, et al. Novel porcine model of Crohn′s disease anastomotic stricture suitable for evaluation and training of advanced endoscopic techniques[J]. Gastrointest Endosc, 2021, 93(1): 250-256. DOI: 10.1016/j.gie.2020.05.063.

[13] Fusco-Allison G, Li DK, Hunter B, et al. Optimizing the discovery and assessment of therapeutic targets in heart failure with preserved ejection fraction[J]. ESC Heart Fail, 2021,8(5):3643-3655. DOI: 10.1002/ehf2.13504.

[14] Judge EP, Hughes JM, Egan JJ, et al. Anatomy and bronchoscopy of the porcine lung: a model for translational respiratory medicine[J]. Am J Respir Cell Mol Biol, 2014, 51(3):334-343. DOI: 10.1165/rcmb.2013-0453TR.

[15] Getz GS, Reardon CA. Pig and mouse models of hyperlipidemia and atherosclerosis[J]. Methods Mol Biol, 2022,2419:379-411. DOI: 10.1007/978-1-0716-1924-7_24.

[16] Goethals S, Bikker P, Rijpert J, et al. Lysine requirement of weaned piglets[J]. Animal, 2025,19(1):101323. DOI: 10.1016/j.animal.2024.101323.

[17] Bode G, Clausing P, Gervais F, et al. The utility of the minipig as an animal model in regulatory toxicology[J]. J Pharmacol Toxicol Methods, 2010, 62(3): 196-220. DOI: 10.1016/j.vascn.2010.05.009.

[18] Deschamps C, Denis S, Humbert D, et al. Canine mucosal artificial colon: development of a new colonic in vitro model adapted to dog sizes[J]. Appl Microbiol Biotechnol, 2024, 108(1):166. DOI: 10.1007/s00253-023-12987-2.

[19] Allenspach KA, Mochel JP, Du Y, et al. Correlating gastrointestinal histopathologic changes to clinical disease activity in dogs with idiopathic inflammatory bowel disease[J]. Vet Pathol, 2019, 56(3): 435-443. DOI: 10.1177/0300985818813090.

[20] Blignaut CJ, Kadwa AR, Basson EP, et al. Comparing methods

for detection of gastro-oesophageal reflux in anaesthetized dogs [J]. Vet Anaesth Analg, 2024,51(6):629-640. DOI: 10.1016/j.vaa.2024.08.002.

[21] Singh AP, Singla N, Budhwani E, et al. Defining "true acid reflux" after peroral endoscopic myotomy for achalasia: a prospective cohort study[J]. Gastrointest Endosc, 2024,99(2):166-173.e3. DOI: 10.1016/j.gie.2023.08.008.

[22] Chik C, Buote NJ. Feasibility of open cholangioscopy with disposable flexible endoscopes[J]. Vet Surg, 2024, 53(7):1239-1247. DOI: 10.1111/vsu.14124.

[23] Díaz-Regañón D, Mendaza-De Cal R, García-Sancho M, et al. Canine upper digestive tract 3D model: assessing its utility for anatomy and upper endoscopy learning[J]. Animals (Basel), 2024,14(7):1070. DOI: 10.3390/ani14071070.

[24] He XJ, Wang XL, Jiang CS, et al. Novel beagle model of gastric local fibrotic target lesions for the evaluation and training of endoscopic techniques[J]. BMC Gastroenterol, 2023,23(1):412. DOI: 10.1186/s12876-023-03055-0.

[25] St-Jean C, Collier A, Zur Linden A, et al. Feasibility and complications of videocapsule endoscopy in dogs weighing 7 kg or less[J]. J Vet Intern Med, 2025, 39(1): e17286. DOI: 10.1111/jvim.17286.

[26] Yoshida S, Nakazawa M, Kawasaki M, et al. Bacterial attachment and junctional transport function in induced apical-out polarized and differentiated canine intestinal organoids[J]. Front Vet Sci, 2024,11:1483421. DOI: 10.3389/fvets.2024.1483421.

[27] Sandhya Bhavani M, Kavitha S, Nagarajan B, et al. An endoscopic and histopathological assessment and correlation of endoscopic score with clinical activity index (CIBDAI) in the diagnosis of canine idiopathic inflammatory bowel disease [J]. Iran J Vet Res, 2023, 24(1): 58-64. DOI: 10.22099/IJVR.2022.40974.5945.

[28] Sun QY, Cheng YM, Sun YH, et al. New rabbit model for benign biliary stricture formation with repeatable administration[J]. World J Gastrointest Surg, 2024, 16(11):3538-3545. DOI: 10.4240/wjgs.v16.i11.3538.

[29] Zhu B, Song B, Wang Y, et al. Protective effect of rosuvastatin against the formation of benign esophageal stricture[J]. Esophagus, 2022, 19(2): 343-350. DOI: 10.1007/s10388-021-00895-1.

[30] Ren K, Wang J, Li Y, et al. Paclitaxel-coated balloon catheter for benign esophageal stenosis in a rabbit model[J]. Sci Rep, 2024,14(1):2551. DOI: 10.1038/s41598-024-53078-0.

[31] Mi B, Wang H, Liu C, et al. Endoscopic follow-up of mucosal defect after hot versus cold snare polypectomy in animal model [J]. J Gastroenterol Hepatol, 2022, 37(6): 1090-1095. DOI: 10.1111/jgh.15811.

[32] Luo YG, Zhang XW, Zhao H, et al. A novel rat model to simulate the benign esophageal stricture induced by endoscopic submucosal dissection[J]. Clin Exp Gastroenterol, 2024,17:41-50. DOI: 10.2147/CEG.S435690.

[33] Wu R, Fu M, Tao HM, et al. Benign esophageal stricture model construction and mechanism exploration[J]. Sci Rep, 2023,13(1):11769. DOI: 10.1038/s41598-023-38575-y.

[34] Roper J, Tammela T, Cetinbas NM, et al. In vivo genome editing and organoid transplantation models of colorectal cancer and metastasis[J]. Nat Biotechnol, 2017,35(6):569-576. DOI: 10.1038/nbt.3836.

[35] Qi H, Ma X, Ma Y, et al. Mechanisms of HIF1A-mediated immune evasion in gastric cancer and the impact on therapy resistance[J]. Cell Biol Toxicol, 2024,40(1):87. DOI: 10.1007/s10565-024-09917-x.

[36] El Asmar N, Baydoun M, Mrad J, et al. Role of artificial intelligence in the detection and characterization of gastrointestinal premalignant and early malignant lesions[J]. World J Gastroenterol, 2025, 31(44): 111160. DOI: 10.3748/wjg.v31.i44.111160.