中国农业大学学报 2026,31(12):38-52
Journal of China Agricultural University http://zgnydxxb.ijournals.cn

段石玉,朱怡平,凌云,白煦,李靖. 肠道微生态干预在马匹应激管理中的研究进展[J]. 中国农业大学学报,2026,31(12):38-52.
DUAN Shiyu,ZHU Yiping,LING Yun,BAI Xu,LI Jing. Advances in gut microbiota-mediated interventions in equine stress management[J]. *Journal of China Agricultural University*,2026,31(12):38-52.
DOI: 10.11841/j.issn.1007-4333.2026.12.04

肠道微生态干预在马匹应激管理中的研究进展

段石玉[1] 朱怡平[1] 凌 云[1] 白 煦[2] 李 靖[1*]
(1. 中国农业大学 动物医学院/兽医公共卫生安全全国重点实验室,北京 100193;
2. 中国马业协会,北京 101300)

摘 要 随着现代马产业的发展,运输、运动训练、饲养管理变化及疾病等因素导致的应激问题已成为影响马匹福利和健康管理的重要因素。过去对马匹的应激评价主要依赖行为、生理、内分泌及免疫等指标,近年来肠道微生态在应激适应和健康调控中的作用逐渐受到关注。马属于典型后肠发酵动物,其肠道微生态通过参与营养代谢、肠屏障维持和免疫稳态调节宿主应激适应过程。应激因素可影响马匹肠道微生态状态,而微生态干预措施具有维持肠道稳态、参与应激管理的潜力。目前,关于马匹肠道微生态与应激关系及相关干预应用仍缺乏系统认识。本文通过对马匹主要应激类型、评价指标、肠道微生态参与应激反应的潜在机制及相关干预研究进行综述,综合分析表明:1)马匹在运输、训练与竞技、饲养环境改变、疾病及临床操作等过程中面临多种应激因素,可引起行为、神经内分泌、免疫炎症及胃肠功能变化,进而影响动物福利、运动表现和疾病恢复。2)应激可通过改变动物行为、神经内分泌和自主神经功能影响机体免疫炎症、氧化应激指标、胃肠道功能与肠屏障状态;微生态干预措施可通过维持发酵稳定、调节微生物代谢产物、改善肠屏障功能及免疫炎症反应参与马匹应激管理。3)目前,马匹肠道微生态干预主要包括益生菌、益生元、膳食纤维、微生物来源发酵产物及粪菌移植等。部分益生菌和发酵产物在运输、运动等应激情境下显示出调节炎症、维持菌群稳定和改善胃肠功能的潜力,但整体证据仍有限,长期效果及作用机制尚需验证。综上,肠道微生态干预在缓解马匹应激、维持胃肠稳态和改善动物福利方面具有应用潜力。未来应建立适用于不同应激场景的标准化评价体系,加强马源功能微生物筛选,通过纵向动态观察、因果干预和功能验证明确肠道微生态参与马匹应激适应的关键环节,并开展实际应用场景下的长期验证,推动马匹应激中肠道微生态干预向精准化管理发展。

关键词 马;应激;肠道微生态;益生菌;动物福利
中图分类号 S858.21 **文章编号** 1007-4333(2026)12-0038-15 **文献标志码** A

Advances in gut microbiota-mediated interventions in equine stress management

DUAN Shiyu[1], ZHU Yiping[1], LING Yun[1], BAI Xu[2], LI Jing[1*]
(1. College of Veterinary Medicine/National Key Laboratory of Veterinary Public Health and Safety, China Agricultural University, Beijing 100193, China;
2. China Horse Industry Association, Beijing 101300, China)

Abstract With the development of the modern equine industry, stress caused by transportation, sports training, changes in management practices, and disease has become an important factor affecting equine welfare and health management. Traditionally, stress assessment in horses has mainly relied on behavioral, physiological,

收稿日期:2026-07-10;接受日期:2026-08-02
基金项目:国家现代农业产业技术体系(CARS-42);新疆人才发展基金项目(ZZYD2025010);中国农业大学2115人才工程
第一作者:段石玉(ORCID:0000-0001-5920-521X),博士研究生,E-mail:daunsyvet@cau.edu.cn
通讯作者:李靖(ORCID:0000-0002-1361-4525),教授,博士生导师,主要从事马属动物临床医学与药械研发及动物福利等研究,E-mail:jlivet@cau.edu.cn

endocrine, and immune-related indicators. In recent years, the role of the gut microbiota in stress adaptation and health regulation has received increasing attention. As typical hindgut fermenters, horses rely on their gut microbiota for functions including nutrient metabolism, maintenance of intestinal barrier integrity, and regulation of immune homeostasis, which are closely associated with host adaptation. Stressors may alter the gut microbiota status of horses, while microbiota-targeted interventions have the potential to maintain intestinal homeostasis and contribute to stress management. However, the relationship between the gut microbiota and stress in horses, as well as the application of related microbiota-based interventions, remains insufficiently understood. This review synthesizes current knowledge of the major stressors affecting horses, commonly used indicators for stress assessment, the potential involvement of the gut microbiota in stress responses, and recent advances in microbiota-targeted interventions. The evidence reviewed indicates that: 1) Horses are exposed to diverse stressors during transportation, training and competition, changes in housing and management, disease, and clinical procedures. These stressors can induce behavioral, neuroendocrine, immune-inflammatory, and gastrointestinal alterations, with adverse consequences for animal welfare, athletic performance, and recovery from disease. 2) Stress can affect immune and inflammatory responses, oxidative status, gastrointestinal function, and intestinal barrier integrity by altering animal behavior, neuroendocrine signaling, and autonomic nervous system activity. Microbiota-targeted interventions may support stress management in horses by stabilizing intestinal fermentation, modulating microbial metabolites, preserving intestinal barrier function, and regulating immune-inflammatory responses. 3) Currently, gut microbiota-targeted interventions in horses include probiotics, prebiotics, dietary fiber, fermentation products, and fecal microbiota transplantation. Some probiotics and fermentation products show potential to modulate inflammation, maintain gut microbial stability, and improve gastrointestinal function during transportation or exercise stress, but evidence remains limited and long-term effects and mechanisms require further investigation. In conclusion, microbiota-targeted interventions show promise for alleviating stress, maintaining gastrointestinal homeostasis, and improving equine welfare. Future research should establish standardized assessment systems tailored to different stress scenarios, strengthen the isolation and screening of equine-derived functional microorganisms, and use longitudinal studies, controlled interventions, and functional validation to identify the key roles of the gut microbiota in equine stress adaptation. Long-term validation under practical conditions is also required to advance microbiota-targeted interventions toward more precise management of stress in horses.

Keywords　horse; stress; gut microbiome; probiotics; animal welfare

随着我国现代马产业的转型发展，马匹应用已由传统役用逐渐拓展至竞技运动、休闲骑乘、文化旅游、良种繁育及动物辅助干预等多个领域[1]。随着马匹功能和应用场景的不断丰富，运输、训练、饲养管理和临床操作等过程中产生的应激问题逐渐受到关注。动物福利理念的发展进一步推动马匹管理由单纯疾病防治向全方位健康管理转变，应激水平已成为评价马匹福利状态和健康管理水平的重要指标。如何科学评价和有效降低应激水平，保障马匹健康状态和长期适应能力，已成为现代马匹福利管理和健康调控领域的重要研究方向[2]。

应激指马匹在受到运输、训练、疾病、环境变化、饲养管理等内外刺激因素作用时，为维持内环境稳定而产生的一系列由神经、内分泌、免疫及行为调节共同参与的非特异性适应反应[3-4]。适度应激可促进马匹训练适应和环境熟悉，而持续时间过长、强度过高或恢复不足的应激则可能导致采食下降、胃肠功能紊乱、免疫状态改变及运动恢复延迟，进而影响动物福利和生产应用[5-6]。传统应激评价主要反映机体受到刺激后发生的行为、生理及免疫等表型变化，难以揭示应激过程中机体稳态变化及相关调节过程[7]。探索参与马匹应激适应过程的潜在调控环节，对于完善应激管理策略、保障动物福利具有重要意义。在此背景下，胃肠道功能及其相关调节过程逐渐受到关注。已有研究表明，运输和运动等应激因素不仅可诱导神经内分泌和炎症反应，也可能影响胃肠屏障功能及肠道微生态状态[8-9]。肠道微生态作为连接外界刺激、胃肠功能和宿主稳态的重要界面，逐渐成为解析马匹应激适应机制的重要切入点。

现有马匹应激管理主要通过环境优化、饲养管理调整、行为调控及生理指标监测等措施，对于应激过程中胃肠功能变化及相关调控机制的认识仍有局限[5]。肠道微生态为马匹应激管理提供了新的研究视角，其潜在作用机制可能涉及微生物代谢产物调节、肠屏障功能维持以及免疫炎症反应调控等多个方面[10-11]。马匹属于典型后肠发酵动物，肠道微生态在其健康维持和应激适应过程中具有重要作用[12]。目前，马匹肠道微生态相关研究主要集中于应激条件下菌群组成变化及特定微生态制剂的初步应用[9-10]，对于肠道微生态参与应激调控的关键环节、干预效果及实际应用价值仍缺乏系统认识。本文围绕肠道微生态在马匹应激管理中的作用机制分析及其调控应用价值这一科学问题，系统梳理当前微生态干预在马匹应激管理中的研究证据、应用限制和关键研究方向，为建立基于肠道微生态的精准福利管理策略提供理论依据。

1 马匹应激的主要类型

1.1 运输应激

运输是马匹应激发生的常见场景。在道路运输中，装卸、颠簸、噪音、温湿度变化、同车个体接触、采食饮水受限、头颈活动受限以及车辆加速、制动和转弯等刺激均可能导致马匹应激。运输引起的急性应激可导致马匹行为紧张，长时间运输还可能叠加脱水、疲劳、胃肠动力下降和呼吸道防御能力降低[4]。当运输过程中头部长期处于较高或受限位置时，气道分泌物排出受阻，下呼吸道细菌负荷和炎症风险增加。长距离道路运输研究显示，允许较大头部活动空间可降低运输后下呼吸道细菌负荷并减少相关应激行为[13]。装载空间对马匹应激的影响不同于头部活动空间，有研究表明与有空调且装载密度较大的组相比，无空调且装载密度较小组运输后皮质醇显著升高，提示运输设施条件是影响马匹运输适应的重要因素[14]。相比牛、猪等主要关注运输过程中生产性能和肉品质变化的家畜，马匹运输福利研究更加重视行为表达、生理指标与呼吸系统健康，这与马匹在现代产业中的特殊功能密切相关[15]。给予马匹装卸车训练、通风、休息、补水和合理束缚等基础管理有助于管理运输应激。

1.2 训练、竞技活动和运动恢复相关应激

训练和竞技活动是运动马日常管理中重要的应激来源。适度训练能够促进马匹心肺功能、肌肉力量和运动协调能力的发展，提高机体对运动刺激的适应能力，而高强度训练、竞技活动、恢复不足可增强交感神经活动，表现为心率升高、心率变异性下降、唾液皮质醇升高和紧张行为增多[7]。此类应激不仅来源于运动过程中持续的肌肉活动和能量消耗，还涉及体温调节、氧化代谢增强、炎症反应激活以及比赛环境、人员操作等外界刺激引起的综合适应反应。在流程规范、马匹经过训练、任务强度较低并设置休息条件时，参与活动的马较少出现明显心率或唾液皮质醇升高[15]，训练和竞技活动中骑手经验与马匹经验水平不足时会表现出更强烈的应激反应，主要表现在皮质醇、心率和心率变异性上[16]。已有学者提出，在马术活动的现场评价中，应激评价不宜只依赖皮质醇，还应结合运动强度、生理指标和行为表现等综合指标进行全面评估[2]。此外，高强度训练和比赛可能引起神经内分泌、炎症及胃肠功能变化，并影响运动恢复[17]。另有研究发现，耐力运动会改变肠道微生物组成及代谢功能，提示肠道微生态可能参与运动适应过程[18]。合理制定训练计划、优化运动后恢复管理并综合生理和行为指标动态评估训练负荷并进行对应调整，是降低运动相关应激的重要措施，有助于提升马匹竞技表现。

1.3 饲养管理与环境应激

饲养管理是马匹慢性应激的隐性来源。马在自然状态下有长时间采食粗饲料、较大范围自由移动和群体生活的行为需求[19]，而现代马厩存在单栏饲养、采食时间缩短、精料比例升高、自由活动受限和社交接触不足等问题，长期处于此类环境的马可能出现刻板行为、过度警觉、攻击或回避行为、采食异常和睡眠受扰等应激表现[20-21]。日常饲养管理中人马互动环境同样是马匹应激来源，已有动物辅助干预和治疗性骑乘研究显示，粗暴操作、频繁更换饲养管理人员、骑手或驯马师，训练信号不一致、惩罚性训练或陌生环境下的高强度互动可增加马匹的回避、警觉和冲突行为[16]。温湿度、通风、噪声、光照、蚊虫、训练场地、跑道材质和空气质量等环境因素同样可造成应激相关表型[6]。饲养管理相关应激因素通常表现为长期、反复的慢性作用，具有持续性和累积性，改善粗饲料供应、增加活动机会及满足马匹社会行为需求是降低管理相关应激的重要措施。

1.4　疾病、疼痛和临床操作相关应激

疼痛和疾病是临床马匹应激的重要来源。消化系统疾病（如急腹症、结肠炎和胃溃疡）、运动系统疾病（如跛行、创伤和蹄叶炎）、呼吸系统疾病以及感染性和代谢性疾病均可能通过疼痛、炎症反应、组织损伤和内环境紊乱等途径，引起神经内分泌调节、免疫炎症反应及胃肠功能变化[22-23]。临床评价中不宜将皮质醇升高简单解释为心理应激反应，因为疼痛、发热、脱水、炎症和代谢紊乱同样可激活下丘脑-垂体-肾上腺（Hypothalamic-pituitary-adrenal，HPA）轴，并影响白细胞水平、急性期蛋白表达和肠道屏障状态[24]。此外，采血、注射、胃管放置、直肠检查、牙科处理、影像检查及隔离治疗等临床操作本身也可能造成应激，缺乏适应性操作训练或有不良操作经历的马匹在长时间限制活动或饲养环境改变等情况下可能表现出更明显的行为和生理反应[25]。在疾病诊疗和健康管理过程中，可通过适应性训练、正向强化和减少重复刺激等措施降低相关应激。

2　马匹应激评价指标

2.1　行为学指标

行为反应是动物感知外界刺激后最直接的外在表现，也是评价马匹福利状态和应激水平的重要指标。与其他家畜相比，马具有较强的社会性和环境敏感性，应激时可表现出回避行为、警觉性增强、采食减少以及异常运动模式等应激相关行为，其中熊癖（指马在站立状态下头、颈及前躯左右规律摆动，重心不断转移，类似织布机运动的行为）和咬槽癖等恶癖与踱步、转圈等刻板行为均被认为是长期福利受损的重要行为学表现[26]。马匹局部行为表现同样能够直接反映动物对环境刺激的适应过程，尤其适用于评价饲养管理、人马互动和运输等情境下的应激状态。例如频繁摆尾、摆耳以及人马互动中回避接触行为通常与负面情绪状态相关[2]。需要注意的是，行为指标具有较强的个体差异性，其表现程度受到年龄、品种、训练经历和环境适应能力影响，且评价过程存在一定主观性，需要结合其他生理指标进行综合判断。

2.2　神经内分泌与自主神经功能指标

神经内分泌指标主要反映机体对应激刺激产生的生理调节过程，其中HPA轴相关指标是目前应用最广泛的应激评价指标。皮质醇作为HPA轴末端效应激素，可通过检测血液、唾液、粪便代谢物以及毛发水平评价马匹不同时间尺度上的应激反应。其中血液和唾液皮质醇主要用于评价急性应激反应，而粪便皮质醇代谢物和毛发皮质醇则分别反映数小时至数月尺度上的应激累积效应。因此，在马匹应激评价中，皮质醇变化需结合运动负荷、采样时间及样品类型进行综合解释，避免将运动诱导的短期激素变化误判为慢性应激状态。此外，儿茶酚胺类物质（包括肾上腺素和去甲肾上腺素）主要反映交感-肾上腺髓质（Sympathetic-adrenal-medullary，SAM）系统的快速激活过程，可用于评价急性刺激、运动负荷以及比赛过程中的即时应激反应[27]。然而，由于儿茶酚胺半衰期较短，采样时间要求较高，在马匹实际生产管理和长期福利评价中的应用相对有限，目前在马匹应激评价中常用神经内分泌评价指标主要为皮质醇及HPA轴相关指标。

心率（Heart rate，HR）和心率变异性（Heart rate variability，HRV）能够反映自主神经系统的调节状态，被用于马匹应激评价的非侵入性指标。马匹作为运动性能高度依赖的动物，其心血管系统对运动刺激和心理刺激均较敏感，HR主要反映心脏搏动频率和机体急性应激反应，HRV反映自主神经系统对心血管活动的调节能力，常被用于评价训练压力、比赛压力以及恢复状态，二者均可受到运动状态、姿势变化和外界突发刺激影响[28-29]。此类指标有助于判断短期反应，但在解释慢性管理压力、胃肠功能紊乱和个体适应差异时仍有局限。

2.3　免疫炎症与氧化应激指标

应激状态下，机体可通过神经内分泌调节影响免疫功能和氧化平衡，是行为和内分泌指标的重要补充。有研究表明，运输应激可导致马匹血液中急性期蛋白、炎症因子及白细胞相关指标发生变化，其中血清淀粉样蛋白A（Serum amyloid A，SAA）、C反应蛋白（C-reactive protein，CRP）、白细胞介素（Interleukin，IL）以及肿瘤坏死因子-α（Tumor necrosis factor-α，TNF-α）等指标可用于评价运输过程中诱导的炎症反应[30-31]。在高强度训练与竞技运动中，氧化应激标志物和马匹炎症介质常发生时间依赖性变化，提示这些指标能够反映运动负荷下机体的适应与损伤过程[32-33]。常见氧化应激指标如丙二醛（Malondialdehyde，MDA）、总抗氧化能力

（Total antioxidant capacity，TAC）、超氧化物歧化酶（Superoxide dismutase，SOD）等常被应用于运动马疲劳状态和恢复过程评价[33]。免疫炎症和氧化应激指标并非马匹应激反应的特异性标志，其变化常受到感染、组织损伤、疾病状态以及运动强度等因素影响。

2.4 胃肠功能与微生态指标

胃肠道是马匹应激反应的重要靶器官，由于马匹具有胃持续分泌胃酸、无法呕吐以及依赖后肠微生物发酵等特殊消化生理特点，运输、饲养管理改变和训练负荷增加均可能诱发胃肠功能紊乱，其中马胃溃疡综合征（Equine gastric ulcer syndrome，EGUS）已成为评价应激相关胃肠损伤的重要指标。研究表明，长期高强度运动、饲喂模式改变和社会环境压力均与马匹胃黏膜损伤风险增加相关[34]。随着16S rRNA测序、宏基因组测序和代谢组学在马属动物研究中的应用增多，肠道微生态已不仅被视为消化健康指标，更逐渐被纳入应激管理与福利评价研究之中[35]。应激可影响马匹粪便微生物群组成、菌群多样性以及微生物代谢产物水平，其中短链脂肪酸、微生物代谢物及肠屏障相关指标可能成为反映宿主适应状态的新型评价指标[36]。对胃肠功能与微生态指标的深入研究为探究应激对宿主健康调控机制及评价微生态干预效果提供了重要依据，但该指标缺乏统一的应激评价标准，因此实际应用时需要结合多维生理指标进行综合判定。

2.5 其他评价指标

现有研究表明单一指标难以完整解释马匹复杂的应激反应，长期慢性应激下甚至可能出现HPA轴反应降低或内分泌反应钝化现象[37]。除传统的行为学、皮质醇和自主神经活动指标外，眼温监测、红外热成像以及基于可穿戴设备的连续行为和生理参数采集技术逐渐应用于马匹福利和应激状态评价。其中，眼温变化可反映应激诱导的自主神经调节过程，具有快速、无创和现场应用的优势；可穿戴传感技术则能够连续记录心率、运动模式和活动节律，为复杂环境下马匹应激动态监测提供新的技术手段[2,38]。目前不同评价指标间的一致性仍有限，且易受到运动状态、环境因素和个体差异影响，因此实际应用时应基于不同应激来源下的核心评价指标，结合多维指标整合标准化马匹应激评价体系，将个体正常状态下的参考水平与应激过程中参考水平及恢复后的水平变化进行动态评价，以提高研究结果的可比性。

综合上述研究，马匹应激来源具有多样性，不同诱因可引起特征性的生理、行为及微生态响应。马匹主要应激来源、常见表现及微生态相关指标见表1。

3 马匹肠道微生态调控应激反应的潜在机制

3.1 马匹肠道微生态的结构和功能基础

马属动物消化系统的核心特征是后肠发酵，其盲肠和结肠内定植着由细菌、古菌、真菌和原虫组成的复杂微生物群落。小肠主要完成蛋白质、脂肪、淀粉和可溶性糖的消化吸收，未被小肠消化的结构性碳水化合物经微生物协同降解产生乙酸、丙酸和丁酸等短链脂肪酸，为宿主提供能量[39]。不同微生物类群之间存在代谢物交叉利用以维持后肠稳定性，例如乳酸生成菌产生的乳酸可被乳酸利用菌进一步转化为丙酸或丁酸，从而减少乳酸积累；当乳酸生成超过其利用能力时，则可能导致后肠pH下降和发酵稳态破坏[24]。因此，后肠发酵系统中复杂的微生物互作，是肠道微生态对多种应激因素高度敏感的重要原因之一。

胃肠道不同部位的理化环境、微生物组成和黏膜免疫条件并不相同。马胃肠道菌群组成随肠段发生显著变化，微生物多样性由近端向远端增加，肠腔分泌型免疫球蛋白A（Secretory immunoglobulin A，SIgA）水平和黏膜固有层免疫球蛋白A（Immunoglobulin A，IgA）阳性细胞数量也存在肠段差异[10,40]。现有肠道微生态制剂研究样本多源于粪便，尽管粪便与盲肠至远端结肠在较高分类水平上具有一定相似性，但不能充分代表胃、小肠及所有后肠部位[12,41]。鉴于马独特的胃肠道功能特点，开发新型微生态制剂及评估干预效果时不宜仅依据粪便菌群组成，还应结合发酵产物、黏膜免疫及宿主应激指标，以避免对干预作用部位和生物学效应作出过度推断。此外，品种、年龄、饲粮、寄生虫负荷、管理方式和疾病史均可影响马肠道菌群结构[35,42]。微生态干预在开发与研究中应注意控制研究变量，记录干预前肠道微生态状态等因素，减少个体差异对研究结果的影响。

表 1　马匹主要应激来源、常见表现及微生态相关指标

Table 1　Major stressors in horses, common responses and microbiota-related indicators

应激来源 Stressor	主要诱因 Main inducing factors	常见生理或行为表现 Physiological or behavioral responses	微生态相关指标 Microbiota-related indicators
运输 Transport	装卸车、束缚、颠簸、采食饮水受限、温湿度变化	HR 升高、HRV 下降、皮质醇升高、行为紧张、采食减少	粪便菌群多样性、优势菌群、粪便 pH、SCFAs 及其他微生物代谢物、粪便评分
训练和比赛 Training and competition	高强度运动、连续赛事、陌生环境、运动恢复不足	交感神经兴奋、炎症因子升高、运动后恢复延迟	运动前后菌群组成变化、菌群多样性变化、微生物功能基因、代谢组学特征、SCFAs 变化、炎症相关指标及肠屏障功能指标
饲养管理与环境 Housing management and environmental	单栏饲养、社交限制、采食时间短、精料比例高、自由活动不足	刻板行为、警觉性增强、攻击或回避行为、采食异常、睡眠困难	粪便菌群组成、菌群多样性、纤维降解菌比例、乳酸利用菌变化、微生物代谢产物
疼痛、疾病和临床操作 Disease, pain and clinical procedure	感染、炎症反应、抗生素、隔离治疗、检查、侵入性操作	胃肠动力异常、炎症反应增强、急性期蛋白变化、肠屏障功能异常	菌群失衡特征、菌群多样性变化、潜在病原相关菌变化、微生物功能变化、SIgA 水平、肠屏障相关指标及炎症相关指标

注：HR：心率；HRV：心率变异性；SCFAs：短链脂肪酸；SIgA：分泌型免疫球蛋白 A。表中指标为马匹应激及微生态研究评价指标，不作为临床判定标准。

Note: HR, heart rate; HRV, heart rate variability; SCFAs, short-chain fatty acids; SIgA, secretory immunoglobulin A. The indicators listed in the table are used for research evaluation of equine stress and microbiota and are not intended as clinical diagnostic criteria.

3.2　应激对肠道微生态稳态的影响

应激伴发的后肠酸化、病原增殖、肠道菌群紊乱、炎症等生理过程均可能削弱肠道屏障功能，使细菌组分和代谢物更容易进入黏膜或循环系统，诱导局部和全身炎症反应，也可通过改变采食与饮水或其他行为学表现影响肠腔底物供应、胃肠动力、局部灌注、黏液分泌和黏膜免疫环境，进而重塑微生物之间的竞争关系[43-44]。相关机制在体外实验和模型动物上已有证实，如在细菌培养和上皮细胞模型中，去甲肾上腺素可促进空肠弯曲菌生长和运动，并增强其穿越上皮屏障和破坏紧密连接的能力进而增加毒力表达[45]；另有针对人和啮齿动物的研究发现，急性应激时，交感神经活动增强，儿茶酚胺和糖皮质激素水平变化，胃肠蠕动、血流分配、黏液分泌和黏膜免疫均受到影响[46]。针对马匹常见应激因素而言，外界刺激主要通过改变马匹采食行为、胃肠动力、肠腔环境及宿主代谢状态，影响后肠微生物群落的稳定性。

饲粮结构变化是影响马匹肠道微生态稳态的重要因素之一。高淀粉饲粮可改变后肠发酵模式，增加盲肠和结肠中淀粉降解菌及乳酸利用相关菌数量，并伴随乳酸浓度升高、pH 下降以及乙酸和丁酸比例变化[47]。这表明异常饲粮可改变后肠发酵类型，削弱生态稳定性。此外，马匹粪便菌群结构变化与行为反应性增加存在相关性。高淀粉日粮条件下，将安装瘘管的马匹饲粮由全干草饲粮逐步转换为 57% 干草和 43% 大麦饲粮后，发现马匹结肠总厌氧菌、淀粉分解菌和乳酸利用菌数量增加，且其警觉时间与盲肠、结肠淀粉分解菌及乳酸利用菌数量呈相关关系[48]。另有研究表明，更换高淀粉饲粮条件下幼年矮马变换步态次数增加、站立和探索时间减少，同时菌群丰度发生变化，进一步提示肠道微生态变化可能反映宿主对营养负荷和环境刺激的适应状态[49]。因此，肠道微生态变化可作为反映马匹营养应激状态及宿主适应过程的重要生物学表征，与应激行为指标联合评价时具有参考价值。

运输、运动负荷与疾病等急性或阶段性应激因素均可引起马匹肠道微生态变化。运输应激可扰动后肠微生物群落结构及发酵功能。相关研究采

用TTGE技术分析发现，2 h运输后马匹粪便菌群结构发生明显变化，运输前后菌群谱存在差异，且运输后丙酸摩尔比例升高，总挥发性脂肪酸浓度以及乙酸、丁酸与丙酸比例降低[10]。相关结果提示运输过程可导致后肠发酵模式发生调整，影响微生态稳定性。运动负荷可诱导肠道微生态动态变化。耐力运动过程中马匹粪便微生物组与宿主代谢状态呈现协同变化，运动后菌群组成变化与线粒体相关基因表达、能量代谢、氧化应激及炎症反应通路相关。其中，Lachnospiraceae科及其代表性丁酸产生菌*Eubacterium*的变化与宿主代谢适应过程存在关联[18]。这表明长期运动负荷可能通过影响功能菌群及其代谢潜力参与马匹生理适应。胃肠疾病发生过程中，炎症反应和肠道环境改变可导致菌群结构及功能变化。例如，结肠炎马匹与健康个体相比，其粪便菌群组成发生明显改变，表现为*Firmicutes*、*Bacteroidetes*及*Proteobacteria*等主要菌群比例变化，提示疾病状态下宿主内环境改变可诱导肠道微生态重塑[22, 50]。综上，不同类型应激因素均可引起马匹肠道微生态结构和功能的动态调整，提示肠道微生态可作为反映宿主应激状态及适应能力变化的潜在生物学窗口。

总体来看，目前研究主要集中于不同应激模型下菌群结构及代谢功能变化，多基于菌群组成变化与宿主表型开展关联分析，对于关键功能菌群、微生物代谢变化及其在应激适应过程中的具体作用仍缺乏深入认识。

3.3 肠道微生态干预对应激反应的调控

肠道微生态在响应外界应激刺激的同时，也可通过调节菌群结构、微生物代谢功能及宿主免疫状态参与应激适应过程，调控机制主要涉及改善肠屏障功能、调节炎症反应及影响肠-脑信号传递等，为马匹应激管理提供了新的研究方向。

常见微生态制剂包括益生菌、益生元、膳食纤维与合生元、后生元及微生物代谢产物与粪菌移植等。上述干预主要通过调节肠道菌群组成和代谢功能，影响微生物代谢输出及其与肠黏膜之间的相互作用。目前关于微生态调控应激的机制研究主要来源于人源细胞模型及小鼠、猪等动物模型，马匹相关机制证据仍较有限。益生菌可通过竞争营养物质和黏附位点、产生抑菌物质及限制病原菌定植，减轻感染、腹泻和黏膜炎症等持续性应激源[51]；益生元及可发酵膳食纤维则通过增加微生物发酵底物、促进短链脂肪酸（Short-chain fatty acids，SCFAs）生成和维持发酵稳定，降低后肠酸化、消化不适及采食紊乱对机体造成的附加负荷[52]。如丁酸可为肠上皮细胞提供能量并激活腺苷酸活化蛋白激酶（AMP-activated protein kinase，AMPK），促进闭锁小带蛋白-1和闭合蛋白在紧密连接处组装[53]；SCFAs可通过游离脂肪酸受体2调节叉头框蛋白P3（Forkhead box P3，Foxp3）阳性调节性T细胞（Regulatory T cells，Treg）及白细胞介素-10（Interleukin-10，IL-10）等抗炎信号[54]；色氨酸代谢物则可通过芳香烃受体（Aryl hydrocarbon receptor，AhR）-IL-22通路增强黏膜防御[55]。上述作用有助于限制脂多糖（Lipopolysaccharide，LPS）等微生物组分跨越肠屏障，并抑制核因子κB（Nuclear factor kappa B，NF-κB）介导的炎症放大，从而降低胃肠功能紊乱向全身应激反应扩展的程度[56]。微生态干预可通过改善胃肠稳态和降低异常炎症反应，提高宿主对应激刺激的适应能力。

除局部肠道作用外，肠道微生态还可通过肠-脑轴参与全身应激调节。肠道微生物及其代谢产物作为效应物质作用于肠上皮和免疫系统，肠屏障和免疫状态的改变可进一步通过迷走神经、肠内分泌细胞和循环信号影响HPA轴、SAM系统及神经免疫反应，进而调节皮质醇、儿茶酚胺和炎症因子的释放：如无菌小鼠对应激表现出增强的HPA轴反应，在特定微生物定植后该反应可得到恢复[57]；SCFAs还可通过肠-脑神经环路及AMPK、核因子E2相关因子2（Nuclear factor erythroid 2-related factor 2，Nrf2）等通路调节能量代谢和抗氧化防御，减少活性氧（Reactive oxygen species，ROS）积累和持续炎症造成的能量消耗，从而有利于运动后炎症消退和机体恢复[58-59]。马匹研究中已观察到特定菌株可降低运动后血清淀粉样蛋白A、IL-6、前列腺素E2（Prostaglandin E2，PGE2），提高应激后菌群稳定性，但上述调控环节尚未在马匹中形成完整的因果机制[9, 60]。鉴于肠道微生态连接胃肠功能、免疫状态与神经内分泌调节过程，为理解马匹应激适应机制和福利管理策略提供了新的研究视角，未来研究应结合宏基因组、代谢组及宿主表型分析等多组学技术与功能验证，进一步解析关键微生物及其代谢产物与应激适应之间的具体关联机制。

4　肠道微生态干预在马匹应激管理中的研究进展

4.1　益生菌

益生菌指在足量给予时对宿主健康产生有益作用的活微生物[61]。在马匹微生态干预研究中，益生菌是研究较早、报道数量最多且商业应用较广的一类干预方式，主要用于部分胃肠疾病及健康管理场景[62]。马匹研究中使用的益生菌主要包括乳杆菌属（*Lactobacillus*）、双歧杆菌属（*Bifidobacterium*）、肠球菌属（*Enterococcus*）、芽孢杆菌属（*Bacillus*）以及部分酵母类微生物（*Saccharomyces boulardii*）等，多数来源于人用或通用商业制剂，马源菌株的筛选和验证仍较少。

在运动恢复方面，使用每日剂量为 8×10^9 CFU 的凝结芽孢杆菌（*Bacillus coagulans*）GBI-30，6086 饲喂 18 匹未经系统训练的纯血马和夸特马，适应性补充 2 周后进行标准化运动试验，结果发现该菌株补充组运动后可抑制艰难梭菌（*Clostridioides difficile*）感染，且 SAA、IL-6 和 PGE2 水平较低，提示该菌株可能具有减轻运动诱导的炎症反应、抑制病原菌生长并促进炎症指标恢复的作用[60]。由于芽孢杆菌的安全性具有菌株特异性，作用效果不能推广至其他芽孢杆菌制剂。

活性酵母类益生菌在胃肠疾病和抗生素相关腹泻的辅助治疗中表现出了良好的应用潜力。14 匹急性肠结肠炎马随机接受持续 14 d 的安慰剂或冻干活性 *S. boulardii*，补充组在住院期间胃肠道疾病的严重程度和持续时间低于安慰剂组[63]。同类菌株在不同研究中呈现出不同的结果，另一项前瞻性对照试验纳入 21 匹抗菌药物相关性腹泻（Antimicrobial-associated diarrhoea，AAD）马匹，对其饲喂 *S. boulardii* 直至临床症状消失，尽管试验第 3 天可从 58.3% 的处理组马粪便中培养出该酵母，但组间粪便恢复时间、食欲、生命体征、白细胞减少和出院存活率等指标均无显著差异[64]。*S. boulardii* 作为急性胃肠疾病恢复期的候选辅助制剂具有应用潜力。与其他细菌益生菌相比，酵母菌在安全评价中具有优势，因为目前尚未发现其存在耐药基因水平转移风险，但现阶段研究仍未支持其完全替代药物、补液和抗炎治疗。

通用益生菌菌种的安全性和有效性在不同个体中应谨慎评估。现有研究在新生幼驹等中效果并不理想。研究者将 72 匹健康新生幼驹纳入随机安慰剂对照试验，试验组连续 3 周每日补充含 4 株乳杆菌及动物双歧杆菌乳亚种（*Bifidobacterium animalis* subsp. *lactis*）的多菌株制剂，结果显示两组腹泻总发生率无显著差异，且益生菌组发生腹泻风险更高[65]。对其中 38 匹幼驹的粪便微生物组分析显示，该制剂未增加乳杆菌或双歧杆菌的相对丰度，也未显著改变菌群 α 多样性和整体群落结构[66]。该结果提示新生幼驹的肠道菌群尚处于快速建立阶段，外源菌株的定植及其群落效应可能受到年龄、菌株来源和补充剂量等因素影响。

总体来看，马匹益生菌研究主要集中于运动后恢复、胃肠疾病辅助治疗和幼驹腹泻预防等应用场景，其中酵母类益生菌在运输和运动应激条件下的微生态稳定作用报道较多，乳酸菌和芽孢杆菌类制剂则主要应用于幼驹胃肠健康维护及腹泻防控，其应用仍存在菌株特异性强、剂量不统一、定植能力不明确、效果受饲粮和管理条件影响明显等问题。在调控应激时应以菌株水平证据和具体场景为依据，不宜按菌属或产品类别作普遍推荐。

4.2　益生元、合生元与膳食纤维

益生元、合生元与膳食纤维目前已作为饲粮调控和胃肠健康管理手段开展马匹研究，其中部分成分已用于商品化饲料或补充剂，但针对马匹应激管理的直接证据仍较有限。

益生元指被宿主微生物选择性利用并产生健康效应的底物[67]。马匹营养中具有益生元潜力的成分包括低聚果糖、甘露寡糖、菊粉及其他可发酵纤维等。在 4 匹成年纯血马中补充 30 g/d 低聚果糖、30 g/d 甘露寡糖或两者各 15 g/d 开展为期 20 d 的饲喂试验，不同处理均未显著改变养分消化率、粪便 pH、挥发性脂肪酸组成及血清 IgA、IgG 和 IgM 水平[68]；另一项以 12 匹成年库尔德马开展的试验中，对马匹分别补充 10 g/d 来源于菊粉的低聚果糖、10 g/d 含屎肠球菌（*Enterococcus faecium*）的制剂或两者联合使用 28 d；低聚果糖或屎肠球菌处理组降低了粪便 pH 并提高血清 IgM 水平，联合施用主要影响血脂指标[69]。益生元效果还与能否到达后肠有关。12 匹马连续 20 d 按 0.15 g/kg 体重补充由菊芋粉提供的低聚果糖和菊粉后，部分果聚糖已在胃内发生降解和发酵，离体培养结果显示其对后

肠发酵的影响相对有限，这表明马匹使用可发酵低聚糖时应充分考虑其在前段胃肠道中的降解情况[70]。不同益生元的使用效果受到成分、剂量及评价指标影响，不能仅依据其“益生元”类别推定干预效果。

合生元将益生菌和益生元组合使用，通过提高外源菌存活机会或促进宿主既有有益菌利用特定底物发挥效用[71]。对存在自然性结肠积沙的马，在调整放牧及饲养管理的同时，补充含车前子壳、益生菌和益生元的复合产品，处理组与未补充组的结肠积沙均明显减少，但组间无显著差异[72]。这一结果提示，患病动物使用合生元复合产品时，仍应考虑将去除病因和改善饲养环境作为基础措施以改善应激。

膳食纤维则是不能被宿主消化酶完全消化吸收的一类饲粮成分。部分可发酵膳食纤维具有益生元作用，但并非所有膳食纤维均符合益生元定义[72]。在马匹应激管理中的价值更多体现为饲粮结构和采食管理的优化。8匹成年马在试验期内分别接受高纤维或高淀粉饲粮，高纤维饲粮条件下马匹在操作试验中的平均和最高心率较低，在新奇刺激试验中采食中断也较少，说明以纤维替代部分淀粉可能有助于降低行为和心率反应性[73]。另一项针对白天单栏饲养的马在试验中接受单一干草或多样化粗饲料，结果发现多样化粗饲料增加了采食行为的频率和持续时间，而熊癖仅见于单一干草处理阶段[74]。因此，在断奶、换料和长期单栏等管理场景中，应优先保证渐进换料、充足粗饲料和适宜的采食机会，膳食纤维可作针对性补充，但尚不能替代基础饲养管理。

总体而言，益生元、合生元与膳食纤维在马匹饲养管理中作为缓解应激的辅助策略具有发展潜力，但现阶段研究不支持其替代药物或其他方案改善应激。

4.3 后生元及微生物代谢产物

后生元及微生物来源发酵产物在马匹中的研究起步相对较晚，目前主要集中于特定产品在运输、运动及胃肠稳态维持等场景下的实验性评价，尚缺乏广泛的临床应用证据。

后生元指能够对宿主产生健康效应的无生命微生物或其成分，与益生菌的区别在于其不以活菌存活为前提，与益生元的区别则在于其主要来源于微生物本身而非供微生物利用的底物[75]。由于该类制剂不依赖活菌在胃肠道内存活，后生元在贮存稳定性、安全性和质量控制方面可能具有优势，尤其适用于运输、赛事和高温环境等产品保存条件不稳定的场景[75]。酵母发酵产物、灭活菌体、细胞壁成分、代谢产物和发酵上清均属后生元研究范围。

酿酒酵母发酵产物（*Saccharomyces cerevisiae* fermentation product，SCFP）是一类由酿酒酵母发酵获得的复合型微生物来源产物，包含酵母代谢产物、细胞壁组分及发酵相关活性物质。在马匹运输应激模型中，通过粪便微生物测序分析发现SCFP补充组运输后的粪便微生物α多样性波动较小，菌群组成和功能潜力的变化幅度也相对较低，部分与碳水化合物利用相关的通路表现出较高稳定性[9]。该研究表明，后生元有助于减小运输应激引起的肠道微生态波动，适用于应激前的辅助性补充。

其他真菌来源发酵产物也开始用于马匹运输和运动应激管理。在运输与运动联合应激模型中，马匹连续28 d按0.02 g/kg体重补充米曲霉（*Aspergillus oryzae*）发酵产物后，血浆碘海醇未出现对照组中观察到的明显升高，提示该产品可能减轻运输和运动共同作用下的胃肠通透性增加[76]。该结果主要支持特定发酵产物在应激过程中维持胃肠功能的可能性。

总体而言，后生元及成分明确的微生物来源产物更适合作为可预期应激前的辅助干预，其价值在于提高胃肠道对短期扰动的稳定性。开发微生态制剂时应将原料菌种、活菌状态、主要成分和生产批次纳入产品评价，围绕代谢产物和宿主反应建立评价指标更容易形成可验证结论，有利于开发马匹应激管理的标准化应用方案。

4.4 粪菌移植及其他微生态疗法

与其他新型微生态疗法相比，粪菌移植（Fecal microbiota transplantation，FMT）已经进入部分马兽医临床实践，主要用于腹泻及其他胃肠疾病，但其疗效证据、供体筛选及操作流程尚未形成统一标准[62]。

FMT是将健康供体的粪便微生物群制成悬液并导入受体胃肠道的群落水平干预方式，主要用于严重菌群失调、持续性腹泻和肠炎恢复等临床场景。FMT通常采用新鲜供体粪便加水制成悬液，经筛滤后通过鼻胃管输入受体，供体筛选时应排除

近期有胃肠疾病、抗菌药物使用史、寄生虫及常见肠道病原感染的个体[77]。FMT治疗在马匹中已有较为广泛的应用，在成年马匹重症腹泻中具有良好效果，腹泻评分下降幅度较大，治疗后粪便菌群与健康供体菌群的相似程度也有所提高[78]。但也有针对住院腹泻马的回顾性研究未发现FMT在粪便恢复时间、食欲改善或出院存活率方面优于常规治疗，且处理组住院时间反而较长[79]。由于临床病例的病情程度和治疗选择难以完全匹配，该结果尚不能证明该法无效。FMT在抗菌药物相关菌群失调中的预防效果同样有限。健康马在使用甲硝唑期间每日接受500 g供体粪便制备的悬液，并未阻止抗菌药物引起的菌群组成变化[80]；另一项抗菌药物诱导菌群失调试验显示，新鲜FMT和浓缩FMT仅引起短暂的菌群变化，离心浓缩还改变了供体粪便原有的微生物组成，因此不支持通过简单增加细菌浓度提高移植效果[81]。这些结果表明，FMT的效果不仅取决于移植量，还受到供体选择、制备方法、给药时机、受体原有菌群和基础疾病等因素影响。

除FMT外，同时含有活菌、菌体成分和发酵产物的复合制剂也被用于马匹研究，但其分类也不宜仅按益生菌进行评价。一项针对12匹健康马的研究连续84 d补充含鼠李糖乳杆菌（*Lactobacillus rhamnosus*）NCIMB 8010、乳酸片球菌（*Pediococcus acidilactici*）NCIMB 8018、屎肠球菌（*Enterococcus faecium*）NCIMB 11181及其发酵产物的商业制剂，结果未在粪便中检出补充菌株，也未显著改变菌群多样性或粪便SIgA水平[82]。该项研究表明，现有产品的实际应用效果仍有待评估，研究结论也应限定于具体商品制剂，不能外推至整个产品类别。

综合已有研究，肠道微生态干预已逐渐成为调控马匹健康状态和缓解应激反应的重要研究方向，不同干预策略的作用机制、适用场景及评价指标仍存在差异，相关研究内容总结见表2。

5　当前研究存在的问题

尽管现有研究表明肠道微生态与马匹应激之间存在关联，但该领域仍处于探索阶段，尚未形成从机制解析到实际应用的完整研究体系。现有研究多基于菌群组成变化、代谢产物差异及宿主表型相关性分析，对关键功能菌群、微生物代谢物与宿主应激调控通路之间的因果关系认识不足，尚未建立明确的微生态调控应激机制模型，且微生物组数据具有组成型特征，菌群相对丰度变化并不完全代表其绝对数量变化，差异菌筛选还易受到多重比较及潜在混杂因素影响，限制了研究的准确解释[83-84]。目前马匹微生态干预研究中，不同益生菌、酵母制剂、益生元及其他微生态产品在菌株来源、作用机制、剂量水平和适用场景方面缺乏统一标准，导致不同研究结果之间难以比较，限制了产品筛选和精准应用。除此之外，现有研究多在相对可控的研究条件下开展，而实际生产中的马匹受到品种、年龄、训练水平、饲养方式和环境条件等多因素共同影响，田间条件下长期、动态评价证据仍较缺乏。对于粪菌移植、多组学联合分析等新兴技术，虽然为解析微生态功能和开发精准调控策略提供了新的可能，但其应用仍受到安全性评价、成本、技术标准及实际操作条件等因素限制。因此，当前肠道微生态干预在马匹应激管理中的应用仍面临机制依据不足、干预效果评价标准不统一及实际应用证据有限等问题，相关研究结果尚难以支撑微生态干预策略的精准选择和规模化推广。

6　展　望

随着微生态研究技术的发展，肠道微生态有望成为马匹应激管理的重要调控方向，未来研究应进一步加强多层次、多维度的整合分析，结合宏基因组、代谢组、转录组及宿主表型数据，深入解析微生物群落、功能代谢产物与宿主应激适应之间的调控网络，推动研究由菌群相关性描述向功能机制解析转变。同时，应重视马匹个体差异和应用场景差异，建立基于不同应激类型、管理模式和生理状态的评价体系，提高微生态干预效果评价的科学性和可比性。在干预策略开发方面，应加强马源功能微生物资源挖掘，结合菌株功能特征、安全性和应用条件筛选适宜的微生态产品，并通过长期、多场景的实际应用验证其稳定性和适用范围。此外，随着精准营养、多组学分析和智能化监测技术的发展，未来可进一步探索微生态调控与个体化健康管理相结合的新模式，为马匹福利提升和健康管理提供更加精准的技术支持。

表 2 马匹肠道微生态干预方式：现有研究证据与应用局限

Table 2 Gut microbiota-targeted interventions in horses: current evidence and limitations

干预方式 Means of intervention	代表成分或产品 Representative component or product	潜在作用 Potential effects	主要优势 Main advantages	使用局限 Limitations
益生菌 Probiotics	*Lactobacillus*、*Bifidobacterium*、*Bacillus*、*Enterococcus* 等	调节肠道菌群；降低炎症指标；改善胃肠道疾病相关表型[60,63]	已有较长时间的马匹研究基础，并已进入部分马兽医临床及健康管理实践，菌株和产品类型较多[62-64]	作用具有明显的菌株、剂量、年龄及应用场景特异性，外源菌定植和长期效果尚不明确，幼驹应用需谨慎[62-66]
益生元 Prebiotics	低聚果糖、甘露寡糖、菊粉等	促进有益菌生长；调节后肠发酵，改善粪便性状与免疫指标[68-70]	已有多项马匹饲喂试验，目前主要集中于营养和胃肠发酵调控研究；可与日粮调控结合，通过宿主既有微生物发挥作用[67-69]	效果受底物类型、剂量及前段胃肠道降解程度影响，能够到达后肠的有效剂量存在差异[68-70]
合生元 Synbiotics	含车前子壳、益生菌和益生元的复合产品	提高外源菌存活；内源菌利用底物的机会[72]	可同时利用益生菌和益生元的潜在互补作用[71]	马匹直接研究证据较少，目前主要处于复合产品的探索性评价阶段；产品配方差异较大，各组分独立作用及协同作用难以区分，实际效果还受基础疾病和饲养管理影响[71-72]
膳食纤维 Dietary fiber	高纤维饲粮、多样化粗饲料、可发酵纤维	维持后肠发酵环境；降低应激行为表现、心率反应性；改善采食行为[52,73-74]	已有较明确的马匹饲粮管理研究基础，主要作为日粮结构和采食管理策略应用；有利于维持马匹正常后肠发酵和采食行为[52,73-74]	效果受纤维来源、日粮结构和饲喂方式影响，并非所有膳食纤维均具有益生元作用[74]
后生元 Postbiotics	灭活菌体、细胞壁组分、SCFP、米曲霉发酵产物	维护运输应激微生态平衡；减轻运输与运动应激下胃肠通透性升高；调节免疫[9,76]	属于较新的微生态干预方向，马匹证据目前主要来自特定产品在运输、运动等应激模型中的试验；不依赖活菌在胃肠道内存活，在贮存稳定性和质量控制方面具有潜在优势[9,75-76]	现有证据主要来自特定产品和试验条件，作用具有产品特异性，有效成分及评价标准尚不统一，马匹实际应用证据有限[9,76]
粪菌移植 FMT	健康供体粪便悬液、浓缩粪菌制剂	调整严重菌群失调状态；改善腹泻、促进受体菌群恢复[78-81]	能够在群落水平直接干预肠道微生物群，已在部分马匹胃肠疾病中开展临床实践[77]	尚未形成标准化应用方案，现有疗效结果不一致，受供体、受体基础状态、制备方法及给药时机等多因素影响，不宜作为一般应激管理的常规措施[77-80]

注：SCFP：酿酒酵母发酵产物；FMT：粪菌移植。

Note: SCFP, *Saccharomyces cerevisiae* fermentation product; FMT, fecal microbiota transplantation.

7 结 论

近年来，肠道微生态干预为马匹应激管理提供了新的研究视角。本文系统总结了肠道微生态参与马匹应激响应及干预调控的研究进展，认为微生态调控可能成为改善马匹福利和优化健康管理的重要途径。然而，目前该领域仍缺乏对关键调控环节和作用机制的深入认识，相关干预策略的适用范围和实际效果仍需进一步验证。未来应加强微生态功能解析与应用评价研究，为建立科学、有效的马匹应激管理措施提供理论依据。

参考文献 References

[1] 农业农村部办公厅，国家体育总局办公厅. 全国马产业发展规划（2020—2025

年)[EB/OL]. [2026-06-18]. https://sports.people.com.cn/n1/2020/0929/c426993-31879902.html
General Office of the Ministry of Agriculture and Rural Affairs, General Office of the General Administration of Sport of China. National horse industry development plan (2020—2025)[EB/OL]. [2026-06-18]. https://sports.people.com.cn/n1/2020/0929/c426993-31879902.html (in Chinese)

[2] Dalla Costa E, Murray L, Dai F, Canali E, Minero M. Equine on-farm welfare assessment: A review of animal-based indicators[J]. *Animal Welfare*, 2014, 23(3):323-341

[3] Foreman J H, Ferlazzo A. Physiological responses to stress in the horse[J]. *Pferdeheilkunde*, 1996, 12(4):401-404

[4] König von Borstel U, Visser E K, Hall C. Indicators of stress in equitation [J]. *Applied Animal Behaviour Science*, 2017, 190:43-56

[5] Padalino B, Raidal S L, Knight P, Celi P, Jeffcott L, Muscatello G. Behaviour during transportation predicts stress response and lower airway contamination in horses[J]. *PLoS One*, 2018, 13(3):e0194272

[6] Schmidt A, Möstl E, Wehnert C, Aurich J, Müller J, Aurich C. Cortisol release and heart rate variability in horses during road transport[J]. *Hormones and Behavior*, 2010, 57(2):209-215

[7] Becker-Birck M, Schmidt A, Lasarzik J, Aurich J, Möstl E, Aurich C. Cortisol release and heart rate variability in sport horses participating in equestrian competitions[J]. *Journal of Veterinary Behavior*, 2013, 8(2): 87-94

[8] McGilloway M, Manley S, Aho A, Heeringa K N, Lou Y P, Squires E J, Pearson W. The combination of trailer transport and exercise increases gastrointestinal permeability and markers of systemic inflammation in horses [J]. *Equine Veterinary Journal*, 2023, 55(5):853-861

[9] Ganda E, Chakrabarti A, Sardi M I, Tench M, Kozlowicz B K, Norton S A, Warren L K, Khafipour E. Saccharomyces cerevisiae fermentation product improves robustness of equine gut microbiome upon stress[J]. *Frontiers in Veterinary Science*, 2023, 10:1134092

[10] Faubladier C, Chaucheyras-Durand F, da Veiga L, Julliand V. Effect of transportation on fecal bacterial communities and fermentative activities in horses: Impact of *Saccharomyces cerevisiae CNCM I-1077* supplementation [J]. *Journal of Animal Science*, 2013, 91(4):1736-1744

[11] Schoster A, Weese J S, Guardabassi L. Probiotic use in horses-What is the evidence for their clinical efficacy[J]. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 2014, 28(6):1640-1652

[12] Costa M C, Silva G, Ramos R V, Staempfli H R, Arroyo L G, Kim P, Weese J S. Characterization and comparison of the bacterial microbiota in different gastrointestinal tract compartments in horses[J]. *The Veterinary Journal*, 2015, 205(1):74-80

[13] Takahashi Y, Niwa H, Ebisuda Y, Mukai K, Yoshida T, Raidal S, Padalino B, Ohmura H. Increased freedom of head movement mitigates stress and bacterial load in the airways of horses during transport[J]. *Frontiers in Veterinary Science*, 2024, 11:1477653

[14] Lertratanachai S, Poochipakorn C, Sanigavatee K, Huangsaksri O, Wonghanchao T, Charoenchanikran P, Lawsirirat C, Chanda M. Cortisol levels, heart rate, and autonomic responses in horses during repeated road transport with differently conditioned trucks in a tropical environment[J]. *PLoS One*, 2024, 19(9):e0301885

[15] Naber A, Kreuzer L, Zink R, Millesi E, Palme R, Hediger K, Glenk L M. Heart rate and salivary cortisol as indicators of arousal and synchrony in clients, therapy horses and therapist in equine-assisted therapy[J]. *Complementary Therapies in Clinical Practice*, 2025, 59:101937

[16] Ille N, von Lewinski M, Erber R, Wulf M, Aurich J, Möstl E, Aurich C. Effects of the level of experience of horses and their riders on cortisol release, heart rate and heart-rate variability during a jumping course[J]. *Animal Welfare*, 2013, 22(4):457-465

[17] ter Steege R W F, Kolkman J J. Review article: The pathophysiology and management of gastrointestinal symptoms during physical exercise, and the role of splanchnic blood flow[J]. *Alimentary Pharmacology & Therapeutics*, 2012, 35(5):516-528

[18] Mach N, Moroldo M, Rau A, Lecardonnel J, Le Moyec L, Robert C, Barrey E. Understanding the holobiont: Crosstalk between gut microbiota and mitochondria during long exercise in horse[J]. *Frontiers in Molecular Biosciences*, 2021, 8:656204

[19] Antwis R E, Lea J M D, Unwin B, Shultz S. Gut microbiome composition is associated with spatial structuring and social interactions in semi-feral Welsh Mountain ponies[J]. *Microbiome*, 2018, 6(1):207

[20] Marr I, Preisler V, Farmer K, Stefanski V, Krueger K. Non-invasive stress evaluation in domestic horses (*Equus caballus*): Impact of housing conditions on sensory laterality and immunoglobulin A[J]. *Royal Society Open Science*, 2020, 7(2):191994

[21] Curadi M C, Vallone F, Tenuzzo M, Gazzano A, Gazzano V, Macchioni F, Vannini C. Effect of management system on fecal microbiota in Arabian horses: Preliminary results[J]. *Veterinary Sciences*, 2025, 12(4):309

[22] Boucher L, Leduc L, Leclère M, Costa M C. Current understanding of equine gut dysbiosis and microbiota manipulation techniques: Comparison with current knowledge in other species[J]. *Animals*, 2024, 14(5):758

[23] Chaucheyras-Durand F, Sacy A, Karges K, Apper E. Gastro-intestinal microbiota in equines and its role in health and disease: The black box opens [J]. *Microorganisms*, 2022, 10(12):2517

[24] Wagner A E. Effects of stress on pain in horses and incorporating pain scales for equine practice[J]. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 2010, 26(3):481-492

[25] Hansen S, Stephansen M G, Fjeldborg J, van Galen G. Effect of standard clinical procedures on blood glucose concentration in clinically healthy horses [J]. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 2019; 29(5): 568-572

[26] Coope J J, Mason G J. The identification of abnormal behaviour and behavioural problems in stabled horses and their relationship to horse welfare: A comparative review[J]. *Equine Veterinary Journal*, 1998, 30(S27): 5-9

[27] Kurosawa M, Nagata S I, Takeda F, Mima K, Hiraga A, Kai M, Taya K. Plasma catecholamine, adrenocorticotropin and cortisol responses to exhaustive incremental treadmill exercise of the thoroughbred horse[J]. *Journal of Equine Science*, 1998, 9(1):9-18

[28] 段石玉, 李靖, 张乃生, 刘波. 马心率变异性的研究应用进展[J]. 中国兽医学报, 2024, 44(2): 427-431
Duan S Y, Li J, Zhang N S, Liu B. Research application of heart rate

variability in horses[J]. *Chinese Journal of Veterinary Science*, 2024, 44(2): 427-431 (in Chinese)

[29] von Borell E, Langbein J, Després G, Hansen S, Leterrier C, Marchant J, Marchant-Forde R, Minero M, Mohr E, Prunier A, Valance D, Veissier I. Heart rate variability as a measure of autonomic regulation of cardiac activity for assessing stress and welfare in farm animals: A review[J]. *Physiology & Behavior*, 2007, 92(3):293-316

[30] Arfuso F, Rizzo M, Giannetto C, Giudice E, Piccione G, Fazio F, Cirincione R, Cassata G, Cicero L. Inflammatory-like status and acute stress response in horses after road transport[J]. *Scientific Reports*, 2023, 13: 9858

[31] Miller A B, Harris P A, Barker V D, Adams A A. Short-term transport stress and supplementation alter immune function in aged horses[J]. *PLoS One*, 2021, 16(8): e0254139

[32] Padalino B, Raidal S L, Carter N, Celi P, Muscatello G, Jeffcott L, de Silva K. Immunological, clinical, haematological and oxidative responses to long distance transportation in horses[J]. *Research in Veterinary Science*, 2017, 115: 78-87

[33] MacNicol J L, Lindinger M I, Pearson W. A time-course evaluation of inflammatory and oxidative markers following high-intensity exercise in horses: A pilot study[J]. *Journal of Applied Physiology*, 2018, 124(4): 860-865

[34] Sykes B W, Hewetson M, Hepburn R J, Luthersson N, Tamzali Y. European college of equine internal medicine consensus statement: Equine gastric ulcer syndrome in adult horses[J]. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 2015, 29(5): 1288-1299

[35] Garber A, Hastie P, Murray J A. Factors influencing equine gut microbiota: Current knowledge[J]. *Journal of Equine Veterinary Science*, 2020, 88: 102943

[36] Mach N, Ruet A, Clark A, Bars-Cortina D, Ramayo-Caldas Y, Crisci E, Pennarun S, Dhorne-Pollet S, Foury A, Moisan M P, Lansade L. Priming for welfare: Gut microbiota is associated with equitation conditions and behavior in horse athletes[J]. *Scientific Reports*, 2020, 10:8311

[37] Mormède P, Andanson S, Aupérin B, Beerda B, Guémené D, Malmkvist J, Manteca X, Manteuffel G, Prunet P, van Reenen C G, Richard S, Veissier I. Exploration of the hypothalamic-pituitary-adrenal function as a tool to evaluate animal welfare[J]. *Physiology & Behavior*, 2007, 92(3): 317-339

[38] Aarts R M, Siegers E W, Serra Braganca F M, van Weeren P R. Technologies for equine welfare and performance monitoring under field conditions: Where do we stand[J]. *Equine Veterinary Journal*, 2026, 58(4):872-888

[39] Costa M C, Weese J S. The equine intestinal microbiome[J]. *Animal Health Research Reviews*, 2012, 13(1):121-128

[40] Żak-Bochenek A, Żebrowska-Różańska P, Bajzert J, Siwińska N, Madej J P, Kaleta-Kuratewicz K, Bochen P, Łaczmański Ł, Chełmońska-Soyta A. Comparison and characterization of the bacterial microbiota and SIgA production in different gastrointestinal segments in horses[J]. *Veterinary Research Communications*, 2024, 48(6):3605-3620

[41] Daly K, Stewart C S, Flint H J, Shirazi-Beechey S P. Bacterial diversity within the equine large intestine as revealed by molecular analysis of cloned 16S rRNA genes[J]. *FEMS Microbiology Ecology*, 2001, 38(2/3):141-151

[42] Willing B, Vörös A, Roos S, Jones C, Jansson A, Lindberg J E. Changes in faecal bacteria associated with concentrate and forage-only diets fed to horses in training[J]. *Equine Veterinary Journal*, 2009, 41(9):908-914

[43] Hooper L V, Littman D R, Macpherson A J. Interactions between the microbiota and the immune system[J]. *Science*, 2012, 336(6086): 1268-1273

[44] Sartor R B. Microbial influences in inflammatory bowel diseases[J]. *Gastroenterology*, 2008, 134(2):577-594

[45] Cogan T A, Thomas A O, Rees L E N, Taylor A H, Jepson M A, Williams P H, Ketley J, Humphrey T J. Norepinephrine increases the pathogenic potential of Campylobacter jejuni[J]. *Gut*, 2007, 56(8): 1060-1065

[46] Lyte M, Vulchanova L, Brown D R. Stress at the intestinal surface: Catecholamines and mucosa-bacteria interactions[J]. *Cell and Tissue Research*, 2011, 343(1):23-32

[47] Medina B, Girard I D, Jacotot E, Julliand V. Effect of a preparation of Saccharomyces cerevisiae on microbial profiles and fermentation patterns in the large intestine of horses fed a high fiber or a high starch diet[J]. *Journal of Animal Science*, 2002, 80(10): 2600-2609

[48] Destrez A, Grimm P, Cézilly F, Julliand V. Changes of the hindgut microbiota due to high-starch diet can be associated with behavioral stress response in horses[J]. *Physiology & Behavior*, 2015, 149: 159-164

[49] Bulmer L S, Murray J A, Burns N M, Garber A, Wemelsfelder F, McEwan N R, Hastie P M. High-starch diets alter equine faecal microbiota and increase behavioural reactivity[J]. *Scientific Reports*, 2019, 9: 18621

[50] Zhang W, Guo R, Sulayman A, Sun Y, Liu S Q. Research progress on influencing factors of gastrointestinal microbial diversity in equine[J]. *Veterinary medicine and science*, 2025,11(3):e70271

[51] Sanders M E, Merenstein D J, Reid G, Gibson G R, Rastall R A. Probiotics and prebiotics in intestinal health and disease: From biology to the clinic[J]. *Nature Reviews Gastroenterology & Hepatology*, 2019, 16(10):605-616

[52] Ermers C, McGilchrist N, Fenner K, Wilson B, McGreevy P. The fibre requirements of horses and the consequences and causes of failure to meet them[J]. *Animals*, 2023, 13(8):1414

[53] Peng L, Li Z R, Green R S, Holzman I R, Lin J. Butyrate enhances the intestinal barrier by facilitating tight junction assembly via activation of AMP-activated protein kinase in Caco-2 cell monolayers[J]. *The Journal of Nutrition*, 2009, 139(9): 1619-1625

[54] Smith P M, Howitt M R, Panikov N, Michaud M, Gallini C A, Bohlooly-Y M, Glickman J N, Garrett W S. The microbial metabolites, short-chain fatty acids, regulate colonic Treg cell homeostasis[J]. *Science*, 2013, 341(6145): 569-573

[55] Zelante T, Iannitti R G, Cunha C, De Luca A, Giovannini G, Pieraccini G, Zecchi R, D'Angelo C, Massi-Benedetti C, Fallarino F, Carvalho A, Puccetti P, Romani L. Tryptophan catabolites from microbiota engage aryl hydrocarbon receptor and balance mucosal reactivity via interleukin-22[J]. *Immunity*, 2013, 39(2): 372-385

[56] Foster J A, Rinaman L, Cryan J F. Stress & the gut-brain axis: Regulation by the microbiome[J]. *Neurobiology of Stress*, 2017, 7:124-136

[57] Sudo N, Chida Y, Aiba Y, Sonoda J, Oyama N, Yu X N, Kubo C, Koga Y. Postnatal microbial colonization programs the hypothalamic-pituitary-

adrenal system for stress response in mice[J]. *The Journal of Physiology*, 2004, 558(1): 263-275

[58] De Vadder F, Kovatcheva-Datchary P, Goncalves D, Vinera J, Zitoun C, Duchampt A, Bäckhed F, Mithieux G. Microbiota-generated metabolites promote metabolic benefits via gut-brain neural circuits[J]. *Cell*, 2014, 156(1/2): 84-96

[59] Dong X, Wang Y, Zhu X, Shen L, Chen L, Niu L, Gan M, Zhang S, Zhang M, Jiang J, Chen D, Zhu L, Zhao Y. Sodium butyrate protects against rotavirus-induced intestinal epithelial barrier damage by activating AMPK-Nrf2 signaling pathway in IPEC-J2 cells[J]. *International Journal of Biological Macromolecules*, 2023, 228: 186-196

[60] Jacobs R D, Grum D, Trible B, Ayala D I, Karnezos T P, Gordon M E. Oral probiotic administration attenuates postexercise inflammation in horses[J]. *Translational Animal Science*, 2024, 8: txae124

[61] FAO/WHO. Guidelines for the evaluation of probiotics in food[R]. London, Ontario, Canada: Food and Agriculture Organization of the United Nations and World Health Organization, 2002

[62] Loublier C, Taminiau B, Seidel L, Moula N, Tano C, Cesarini C, Costa M, Lecoq L, Daube G, Amory H. Survey on faecal microbiota transplantation and probiotic use in equine practice in France and Belgium[J]. *Veterinary Medicine and Science*, 2026, 12(2):e70854

[63] Desrochers A M, Dolente B A, Roy M F, Boston R, Carlisle S. Efficacy of *Saccharomyces boulardii* for treatment of horses with acute enterocolitis[J]. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 2005, 227(6): 954-959

[64] Boyle A G, Magdesian K G, Gallop R, Sigdel S, Durando M M. *Saccharomyces boulardii* viability and efficacy in horses with antimicrobial-induced diarrhoea[J]. *Veterinary Record*, 2013, 172(5):128

[65] Schoster A, Staempfli H R, Abrahams M, Jalali M, Weese J S, Guardabassi L. Effect of a probiotic on prevention of diarrhea and *Clostridium difficile* and *Clostridium perfringens* shedding in foals[J]. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 2015, 29(3):925-931

[66] Schoster A, Guardabassi L, Staempfli H R, Abrahams M, Jalali M, Weese J S. The longitudinal effect of a multi-strain probiotic on the intestinal bacterial microbiota of neonatal foals[J]. *Equine Veterinary Journal*, 2016, 48(6):689-696

[67] Gibson G R, Hutkins R, Sanders M E, Prescott S L, Reimer R A, Salminen S J, Scott K, Stanton C, Swanson K S, Cani P D, Verbeke K, Reid G. Expert consensus document: The international scientific association for probiotics and prebiotics consensus statement on the definition and scope of prebiotics(ISAPP)[J]. *Nature Reviews Gastroenterology & Hepatology*, 2017, 14(8):491-502

[68] Gürbüz E, İnal F, Ata S Ü, Çitil Ö B, Kav K, Küçükkaya F. Effects of supplemental fructo-oligosaccharide and mannan-oligosaccharide on nutrient digestibilities, volatile fatty acid concentrations, and immune function in horses[J]. *Turkish Journal of Veterinary & Animal Sciences*, 2010, 34(1): 39-44

[69] Saeidi E, Mansoori Yarahmadi H, Fakhraei J, Mojahedi S. Effect of feeding fructooligosaccharides and *Enterococcus faecium* and their interaction on digestibility, blood, and immune parameters of adult horses[J]. *Journal of Equine Veterinary Science*, 2021, 99:103410

[70] Bachmann M, Glatter M, Bochnia M, Wensch-Dorendorf M, Greef J M, Breves G, Zeyner A. In vitro gas production from batch cultures of stomach and hindgut digesta of horses adapted to a prebiotic dose of fructooligosaccharides and inulin [J]. *Journal of Equine Veterinary Science*, 2020, 90:103020

[71] Swanson K S, Gibson G R, Hutkins R, Reimer R A, Reid G, Verbeke K, Scott K P, Holscher H D, Azad M B, Delzenne N M, Sanders M E. The International scientific association for probiotics and prebiotics (ISAPP) consensus statement on the definition and scope of synbiotics[J]. *Nature Reviews Gastroenterology & Hepatology*, 2020, 17(11):687-701

[72] Hassel D M, Curley T, Hoaglund E L. Evaluation of fecal sand clearance in horses with naturally acquired colonic sand accumulation with a product containing probiotics, prebiotics, and psyllium[J]. *Journal of Equine Veterinary Science*, 2020, 90:102970

[73] Bulmer L, McBride S, Williams K, Murray J A. The effects of a high-starch or high-fibre diet on equine reactivity and handling behaviour[J]. *Applied Animal Behaviour Science*, 2015, 165:95-102

[74] Thorne J B, Goodwin D, Kennedy M J, Davidson H P B, Harris P. Foraging enrichment for individually housed horses: Practicality and effects on behaviour[J]. *Applied Animal Behaviour Science*, 2005, 94(1/2):149-164

[75] Salminen S, Collado M C, Endo A, Hill C, Lebeer S, Quigley E M M, Sanders M E, Shamir R, Swann J R, Szajewska H, Vinderola G. The international scientific association of probiotics and prebiotics consensus statement on the definition and scope of postbiotics[J]. *Nature Reviews Gastroenterology & Hepatology*, 2021, 18(9):649-667

[76] McGilloway M, Manley S, Aho A, Heeringa K N, Whitacre L, Lou Y P, Squires E J, Pearson W. Dietary fermentation product of Aspergillus oryzae prevents increases in gastrointestinal permeability ("leaky gut") in horses undergoing combined transport and exercise[J]. *Animals*, 2023, 13(5):951

[77] Mullen K R, Yasuda K, Divers T J, Weese J S. Equine faecal microbiota transplant: Current knowledge, proposed guidelines and future directions[J]. *Equine Veterinary Education*, 2018, 30(3):151-160

[78] McKinney C A, Bedenice D, Pacheco A P, Oliveira B C M, Paradis M R, Mazan M, Widmer G. Assessment of clinical and microbiota responses to fecal microbial transplantation in adult horses with diarrhea[J]. *PLoS One*, 2021, 16(1):e0244381

[79] Quattrini C, Bozorgmanesh R, Egli P, Magdesian K G. Fecal microbiota transplant for treatment of diarrhea in adult hospitalized horses-111 cases (2013—2018)[J]. *Open Veterinary Journal*, 2023, 13(9):1135-1140

[80] Kinoshita Y, Niwa H, Uchida-Fujii E, Nukada T, Ueno T. Simultaneous daily fecal microbiota transplantation fails to prevent metronidazole-induced dysbiosis of equine gut microbiota[J]. *Journal of Equine Veterinary Science*, 2022, 114:104004

[81] Di Pietro R, Arroyo L G, Leclere M, Costa M. Effects of concentrated fecal microbiota transplant on the equine fecal microbiota after antibiotic-induced dysbiosis[J]. *Canadian Journal of Veterinary Research*, 2023, 87(2):85-96

[82] Żak-Bochenek A, Żebrowska-Różańska P, Bajzert J, Łaczmański Ł, Szponar B, Siwińska N, Gładysz K, Sikorska K, Chełmońska-Soyta A. Investigating the potential immunomodulatory effects of commercial oral probiotic supplements on equine gastrointestinal tract barrier function[J]. *Frontiers*

in Immunology, 2025, 15:1487664

[83] Knight R, Vrbanac A, Taylor B C, Aksenov A, Callewaert C, Debelius J, Gonzalez A, Kosciolek T, McCall L I, McDonald D, Melnik A V, Morton J T, Navas J, Quinn R A, Sanders J G, Swafford A D, Thompson L R, Tripathi A, Xu Z Z, Zaneveld J R, Zhu Q, Caporaso J G, Dorrestein P C. Best practices for analysing microbiomes[J]. *Nature Reviews Microbiology*, 2018, 16(7):410-422

[84] Zhou H, He K, Chen J, Zhang X. LinDA: Linear models for differential abundance analysis of microbiome compositional data[J]. *Genome Biology*, 2022, 23(1): 95

责任编辑:秦梅



第一作者简介: 段石玉,中国农业大学动物医学院在读博士研究生,曾获博士一等学业奖学金,主要从事马属动物临床疾病诊疗、马匹健康与福利、肠道微生态及益生菌应用等研究。参与马心率变异性、马属动物微生物组、反刍动物源益生菌筛选与功能评价等研究,在《中国兽医学报》、*Veterinary Sciences* 等期刊发表或参与发表论文。



通讯作者简介: 李靖,博士,教授,博士生导师,大动物医学系副主任、教学马医院院长、马病诊疗首席专家。兼任农业农村部国马工作组专家,中国农业出版社马业编辑部主任,中国兽药协会马属动物药品药械分会会长,中国兽医协会马兽医专科委员会主任委员,北京市畜禽遗传资源普查专家(马驴驼),*International Journal of Equine Science*、《中国兽医杂志》等期刊编委。主持编译《马病学》等著作7部。以第一作者或通讯作者发表国内外学术论文50余篇,主持国家自然科学基金、国家重点研发计划子课题、自治区重点研发计划子课题等纵向项目以及横向课题20余项。