·技术进展·

多尺度、高速、低光毒性光片荧光显微技术研究进展

马异凡[1] 赵宇轩[1] 赵方[1] 储美玲[2] 费鹏[1*]

（1.华中科技大学光学与电子信息学院，武汉 430074；2.武汉慧观生物科技有限公司，武汉 430000）

【摘要】 荧光显微镜作为揭示细胞亚结构与生命活动动态过程的关键工具，已成为生命科学研究中不可或缺的一环。光片荧光显微镜（light sheet fluorescence microscopy, LSFM）作为一种以选择性平面激发和探测为特征的先进成像技术，凭借其低光毒性、高时空分辨率和大视野等优势，近年来在生命科学与医学研究领域获得广泛关注。特别是单物镜光片系统的出现，进一步提高了样品兼容性与系统灵活性，为多尺度、长时程及三维动态成像提供了新途径。本文系统回顾了LSFM的发展历程与多样化构型，重点综述单物镜系统的技术原理、典型应用与性能优势，分析其在视野、光路复杂度和信号传输效率等方面的瓶颈，并探讨无需变倍的多尺度单物镜光片成像系统在结构创新、多模态融合及智能成像控制方面的发展潜力，为构建高性能、生物友好型、通用化成像平台提供参考。

【关键词】 光片荧光显微镜；单物镜光片系统；低光毒性；多尺度成像；三维成像

【中图分类号】 TH742; Q63 【文献标识码】 A 【DOI】 10.11876/mimt202504002

Research progress on multiscale, high-speed, and low-phototoxicity light sheet microscopy

Ma Yifan[1], *Zhao Yuxuan*[1], *Zhao Fang*[1], *Chu Meiling*[2], *Fei Peng*[1*]

(*1. School of Optical and Electronic Information, Huazhong University of Science and Technology, Wuhan 430074, China; 2. Wuhan Smartview Biotechnology Co., Ltd., Wuhan 430000, China*)

【Abstract】 Fluorescence microscopy has become an indispensable tool for visualizing subcellular structures and dynamic biological processes. Light sheet fluorescence microscopy (LSFM), characterized by selective plane illumination and detection, has attracted increasing attention in recent years owing to its low phototoxicity, high spatiotemporal resolution, and large field of view. The emergence of single-objective light sheet systems has further enhanced sample compatibility and system flexibility, opening new avenues for multiscale, long-term, and three-dimensional dynamic imaging. Here, we review the development and diverse configurations of LSFM, with a particular focus on the technical principles, representative applications, and performance advantages of single-objective systems. We also discuss their current bottlenecks in terms of field of view, optical path complexity, and signal transmission efficiency, and explore the potential of zoom-free multiscale single-objective platforms that integrate structural innovations, multimodal imaging, and intelligent control, aiming to provide a reference for the creation of high-performance, bio-friendly, and broadly applicable imaging systems.

【Key words】 Light sheet fluorescence microscopy; Single-objective light sheet systems; Low phototoxicity; Multi-scale imaging; 3D imaging

荧光显微成像技术是揭示生命活动过程精细结构与动态变化的重要手段，其成像性能在很大程度

基金项目：华中科技大学第23批研究生自主创新研究基金（YCJJ20252104）；国家重点研发计划（2022YFC3401102）；国家自然科学基金青年科学基金项目（22404065）；中国博士后科学基金第17批特别资助（2024T170296）；中国博士后科学基金第74批面上资助（2023M741258）

第一作者：马异凡，男，在读博士研究生，研究方向：计算光学显微成像

通信作者：费鹏，男，博士研究生，教授，研究方向：计算光学显微成像

上决定了研究者对生物样本结构、功能乃至时空行为的解析能力。传统的宽场显微镜[1]与共聚焦显微镜[2]虽广泛应用于分子与细胞尺度的研究，但在面对厚组织、大视野以及长时间活体成像需求时，其技术局限性日益突显：其传统的落射照明方式在激发整个三维样品体积的同时，仅收集来自二维焦平面的信号，导致光子利用率低、光毒性高，严重限制了对活体样本进行高分辨率成像的能力。值得注意的是，大规模新兴的生物医学应用如全脑神经环路成像、胚胎发育多尺度追踪、三维类器官动力学观测以及多细胞相互作用的高通量筛查等，对当前的荧光显微技术构成了重大挑战，这些应用往往要求在长时间尺度下对大体积样本进行高空间分辨率成像，同时兼顾低光毒性与高成像速度，而传统显微系统难以同时满足这些条件。

近年来，光片荧光显微镜（light sheet fluorescence microscopy, LSFM）的兴起，标志着荧光显微成像领域发生了一次深刻的范式转变。这一技术最早由Huisken等[3]于2004年提出，其核心在于引入独立的照明光路，形成一层极薄的激发光片，仅选择性照亮焦平面附近的样本区域，与此同时，荧光信号通过与激发路径正交的探测通道进行收集[4-5]。通过这种选择性光学切片方式，LSFM有效避免了传统落射显微技术中普遍存在的离焦激发问题，显著提升了图像对比度，并大幅降低光毒性与光漂白风险[6-7]，尤其适用于厚样本或高密度标记样本的成像任务。此外，LSFM通过沿 z 轴方向逐层扫描，可在亚秒级时间内快速获取三维体积图像，不仅将照明剂量降低3个数量级以上，还显著提升了时间分辨率，相较传统成像方法提高了1～2个数量级。该技术能够高效捕获大体积样本深层组织的荧光信号，并支持多通道、长时间的活体成像。过去20余年中，研究者已开发出多种LSFM变体，覆盖不同样本类型与成像需求。本文首先简述LSFM的基本原理及性能优势，并系统梳理各类LSFM技术的发展历程与代表性系统，重点分析其在光学设计、成像模式及应用场景中的关键进展，其次结合典型应用案例探讨当前技术在分辨率，成像深度、速度及多模态融合等方面的瓶颈与挑战，旨在为荧光显微成像领域的研究者提供全面的技术参考，以推动LSFM在生命科学和医学研究中的进一步优化与广泛应用。

1 光片荧光显微镜的技术原理与发展历程

1.1 激发方式与光束类型的多样化演进

传统LSFM的成像原理在于采用独立的照明光路与探测光路，如图1所示。照明光路通过1个或2个照明物镜将激光聚焦成薄光片，使其沿样品的一侧进入，仅选择性激发焦平面附近的薄层荧光信号[8]；探测光路则沿与光片正交的方向收集荧光信号，并成像到相机。在光片平面内，成像的横向分辨率由探测物镜的数值孔径 NA_{det} 和荧光信号波长 λ_{em} 决定，其计算公式[9]为：

$$\Delta r = \frac{\lambda_{\mathrm{em}}}{2NA_{\mathrm{det}}} \tag{1}$$

轴向分辨率则取决于光片厚度，而光片厚度由照明光束在焦点处的光腰半径 ω_0 决定。由于通常所用的光束类型一般为高斯光束，因此高斯光束的光腰半径直接影响光片的轴向分辨率，光腰半径[9]可表示为：

$$\omega_0 \approx 0.85 \times \frac{\lambda_{\mathrm{exc}}}{2NA_{\mathrm{ill}}} \tag{2}$$

其中，λ_{exc} 为激发光波长，NA_{ill} 为照明物镜的数值孔径。远离光腰处，光束半径增大，光片的层析能力减弱，其变化由高斯光束传输公式[9]描述为：

$$\omega(x) = \omega_0 \times \sqrt{1 + \left(\frac{X}{X_{\mathrm{R}}}\right)^2} \tag{3}$$

其中，X_{R} 为瑞利长度[9]，公式为：

$$X_R = \frac{n \times \pi \times \omega_0^2}{\lambda_{\mathrm{exc}}} \tag{4}$$

其中，n 为介质折射率。这种双光路结构使LSFM不仅有效抑制了离焦激发，降低了光毒性与光漂白风险，还能在保持高分辨率的前提下实现快速三维成像。而随着激光光学技术的不断发展，研究人员通过对相干激光束进行整形操作，已开发出多种适

用于不同应用场景的光片形式，包括高斯光束[3]、平顶光束[8]、单一或多重贝塞尔光束[10-11]、艾里光束[12]以及其他非衍射或准非衍射光束[13-14]。这些不同类型的光束可以在样品中一定距离内维持较均匀且集中的能量分布，从而有效延伸焦深，提升轴向分辨率，并降低边缘光漂白风险。在实际操作中，成像系统通过控制光片在样品中的横向扫描[3]，采用扩展景深算法[15]，或联动激发面与探测面的同步移动[16]等方式，实现对整个样品3D体积的高效成像。这种照明与探测相分离的方式大幅度提升了荧光成像的效率，使得对快速、精细的生命活动过程如细胞分裂、器官发育、神经冲动传递等进行连续、无损、高速成像成为可能[17-18]。

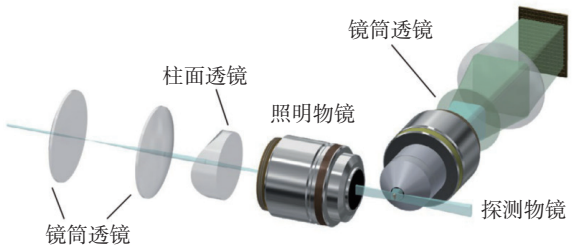


图1 经典正交光片显微镜成像原理[9]

1.2 光片显微镜构型的演变与系统多样化

为了适配不同样品类型与研究需求，传统LSFM技术在光学构型上经历了多轮演化，衍生出多种几何排布与系统架构的变体。早期最典型的是倒T型正交双物镜光片系统（inverted-T configuration light sheet fluorescence microscopy, IT-LSFM），其照明物镜和探测物镜在样品两侧呈90° 正交排列，成像稳定性好，适用于透明胚胎、器官培养等应用场景[19]。此后，Wang等[20]发展出正置V型双物镜系统（upright V-shaped dual-objective light sheet fluorescence microscopy, UV-LSFM），即2个物镜从样品顶部斜入，以适配更多样品承载方式，如贴壁细胞、微载玻片等。进一步的系统优化促使开顶式正交光片系统（open-top light sheet microscopy, OT-LSM）问世，取消了底部空间的遮挡，使其与组织切片成像及临床病理切片扫描的兼容性大大提高[21]。这些不同类型的光片显微镜在保持高时空分辨率与低光毒特性的基础上，具备各自独特的几何优势与系统灵活性。由于上述多样化构型的发展，LSFM已广泛应用于胚胎发育追踪、心脑器官功能成像、三维细胞培养、单细胞分析、细胞器间相互作用观察、组织切片研究，乃至透明化全器官的成像中。LSFM已经成为生物医学、发育生物学、系统神经科学等多个学科的主力成像技术之一，并持续向更高速度、更深穿透、更大视野与更高分辨率的方向迈进。

2 单物镜光片对传统光片系统几何限制的突破

尽管传统双物镜光片系统在空间分辨率、成像速度和光毒性控制方面表现出色，但其在结构构型上的天然约束也限制了其更广泛的应用，尤其是在贴壁细胞、组织切片或大型样品成像场景中，双物镜正交排列的几何结构对样品的空间适配性较差，显微镜整体系统庞大，样品装载复杂。此外，两个高数值孔径（numerical aperture, NA）物镜同时对准样品的过程对操作稳定性和空间精度提出极高要求，不利于自动化成像流程的实现。为克服上述问题，研究者开始探索无需正交双物镜的新型构型。其中，最具代表性的进展是单物镜光片系统的提出与发展。这一类系统试图以单一物镜同时完成激发与探测，从而简化光路结构，缩小系统体积，并极大提升样品兼容性。

2.1 单物镜光片系统的技术原理与代表系统

最早的单物镜光片显微成像概念由Dunsby等[16]于2008年提出，命名为斜平面显微镜（oblique plane microscopy, OPM），如图2所示。OPM的原理是利用远心非共轴的激发光束，在样品中形成一倾斜的光片，然后通过特殊设计的远程聚焦系统将倾斜的探测平面重新投影到相机成像平面上，这种离轴远程聚焦模式绕过了传统双物镜的正交设置限制，从而使光片激发和荧光信号的收集能够通过同一物镜进行，这样在单物镜模式下不仅有利于对不同的样品成像，而且还可以轻松实现高速光片扫描。2015年，Bouchard等[22]提出了扫描共聚焦对准平面激发（swept confocally aligned planar excitation, SCAPE）显微镜，即一种直立模式的OPM，实现了对清醒小鼠大脑中自发神经放电和自由移动的转基

因果蝇幼虫的3D实时成像，避免了传统双物镜光片成像对样品几何结构的限制。尽管OPM具备良好的用户友好性和系统兼容性，但其依赖倾斜远程聚焦的设计，使得在荧光信号收集过程中存在固有限制，难以有效捕获来自大角度的荧光光子，导致NA受损。这种NA损失直接影响了空间分辨率和荧光利用率，限制了其在亚细胞结构成像和单分子检测等对成像性能要求极高的应用中的表现。为解决上述问题，近年来新一代OPM系统持续推动单物镜LSFM技术向更高性能和更广泛适用性方向发展。其中，DaXi系统是一项具有代表性的突破[23]。该系统采用高NA固体折射率的远程聚焦物镜，可有效收集大角度发射的荧光信号，实现近乎无损的空间分辨率，尤其适用于快速三维成像任务。同时，2023年，Lamb等[24]针对OPM和光片显微镜成像过程中由于成像几何结构导致图像坐标系与样本真实空间坐标系之间出现失真的问题，开发了一款基于GPU加速和多线程优化的开源软件。该工具可实现光片显微镜数据的实时恢复（deskewing）处理，有效还原样本的真实空间结构，从而显著提升了光片显微成像的实时性与几何准确性，拓展了单物镜LSFM在实际生物医学研究中的应用边界。

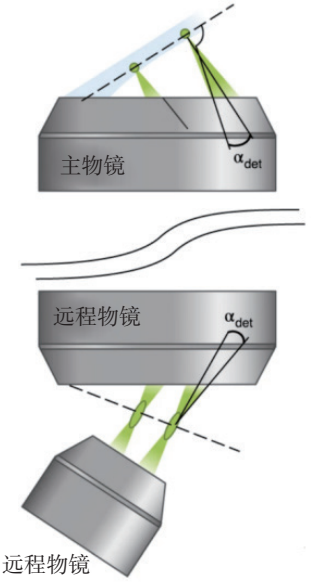


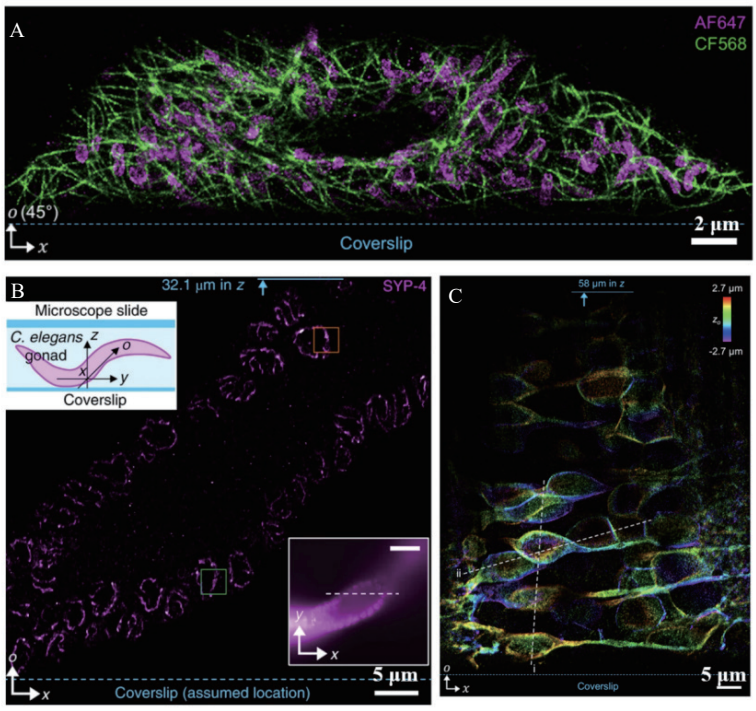
图2 单物镜光片荧光显微镜的示意图[25]

2.2 单物镜光片系统的典型生物医学应用

单物镜光片显微镜凭借高样品兼容性、简易化光路结构及较低的光毒性，在多种生物医学研究领域中展现出独特优势，其应用案例涵盖神经科学、发育生物学、病理组织学等多个尺度的生物医学研究。近年来，基于OPM的多种改进系统不断涌现，进一步提升了性能并拓宽了应用范围。2019年，Kim等[26]提出斜平面单分子定位显微镜（single–molecule oblique–plane microscopy, obSTORM），将单分子定位显微镜与倾斜平面成像结合，实现组织尺度的深层与体积超分辨成像。该方法可在细胞、果蝇幼虫脑、秀丽隐杆线虫生殖腺、小鼠视网膜与脑切片及完整棘背鱼等样本中获取深度达66 μm的三维超分辨图像，显著拓展了单分子成像在神经科学、发育生物学和病理组织学领域的应用范围，如图3所示。同年，Yang等[27]提出落射照明光片显微镜（epi–illumination SPIM, eSPIM），采用单物镜结构，无额外反射元件，兼容多孔板等常见样品载具，并可作为倒置荧光显微镜的附加模块。该系统具备亚细胞分辨率与单分子灵敏度，可进行多色快速体积成像、单分子定位及多样本并行成像，为活体研究提供高通量、高时空分辨率的平台。2024年，Saliba等[28]提出单目标倾斜光片3D（single–objective tilted light–sheet with 3D point spead functions, soTILT3D）平台，结合可调倾斜光片、微流控反射系统和一种多重方法（Exchange–PAINT），实现全细胞多靶标三维单分子超分辨成像。该系统在核层蛋白、线粒体及质膜蛋白等多靶标样品中展示出优异性能，成像速度相比传统光片可提高10倍，通过直接随机光学重建显微镜（direct stochastic optical reconstruction microscopy, dSTORM）[29]和深度学习分析，soTILT3D可精确量化蛋白质之间的空间关系，为全细胞纳米尺度蛋白相关性研究提供了高效、灵活的平台。

2.3 单物镜光片系统现阶段面临的技术瓶颈

尽管OPM类单物镜光片显微镜在多尺度的生物医学研究中展现出巨大的潜力，推动了活体高分辨率成像的发展，但其当前系统设计仍存在若干关键性限制，阻碍了该技术的进一步普及与广泛应用。



注：obSTORM为斜平面单分子定位显微镜。

图3 obSTORM技术在不同尺度上的生物应用[26] A为单细胞尺度：双色标记的A549细胞的obSTORM成像结果，显示微管和线粒体；B为亚细胞尺度：秀丽隐杆线虫生殖细胞中SYP-4的obSTORM超分辨成像结果，显示细胞内部蛋白分布；C为组织体积尺度：obSTORM在小鼠视网膜厚切片中实现体积成像，可在约58 μm深度检测单分子，并在约30 μm以内保持高质量成像

首先，OPM系统为了实现远程聚焦，通常必须在高NA下运行，以确保足够的荧光信号收集效率。然而，高NA配置不可避免地缩小了成像视野，使其难以胜任大体积样本，尤其是在组织学和病理学成像等大尺度、多细节需求的场景中。相反，在低到中等放大倍率下，OPM的远程聚焦效率显著下降，难以实现足够的NA支持，从而使得系统在中低分辨率下的成像能力受限。此外，虽然OPM在前端通过同一个物镜同时完成激发与探测，简化了样品接入和操作流程，但为了补偿倾斜平面引起的光学像差，其探测光路中仍需额外引入至少4个透镜以实现远程成像的几何重建，这种复杂的后端矫正结构不仅增加了系统搭建与对准难度，也大幅降低了荧光信号的传输效率。因此，尽管名义上属于“单物镜”体系，但是现有OPM系统在结构复杂性上甚至超过部分正交双物镜LSFM系统，其在荧光利用率、成像通用性以及不同尺度样本兼容性方面仍面临“玻璃天花板”式的发展瓶颈。这些限制亟需通过结构创新和光路简化来加以突破，以实现真正意义上高效、灵活、适应性强的单物镜光片系统。

3 总结与展望

本文系统梳理了LSFM在激发方式、光束类型及光学构型等方面的发展脉络，重点介绍了近年来兴起的单物镜光片系统，尤其是以OPM为代表的新型构型，在提升样品兼容性、简化系统结构、拓展应用场景等方面展现出的显著优势。同时，文章也指出了现有系统仍面临的关键性挑战，包括高NA条件下成像视野受限、远程校正结构复杂、荧光信号传输效率低以及在低放大倍率条件下成像性能下降等问题。

为了进一步突破这些瓶颈，未来的研究可从光学结构设计入手，规避或简化对倾斜成像平面的远程校正需求，从而降低系统复杂度并提升信号传输效率。一种可能的方向是探索波前编码[30]、自由曲面光学、相位调控[31]等新型光学元件，结合算法增强的像差容错重建策略，减少对高复杂度远程校正系统的依赖。此外，通过引入模块化光路设计和可切换物镜接口机制，有望提升系统在多尺度、多放大倍率条件下的通用性与灵活性，使其更接近传统落射荧光显微镜的操作体验，满足不同样本类型和成像深度的需求。

同时，未来的单物镜LSFM系统也应注重多模态融合能力的扩展。一方面，可探索其与结构光照明显微技术（structured illumination microscopy, SIM）[32]等超分辨成像技术的集成，以提升空间分辨率并突破衍射极限；另一方面，可结合多光谱探测与多通道并行激发机制，发展具备更高通道数的光谱成像模块，提升其在复杂样本如病理组织、发育胚胎、免疫多标记系统中的表型解析能力。

最后，结合深度学习驱动的图像重建与事件触发的智能控制机制，有望构建出一种具备高通用性、高分辨率、高成像速度与低光毒性特点的真正意义上的单物镜光片成像平台，从而覆盖从亚细胞尺度到组织器官尺度的多层次动态成像需求。我们相信，随着新光学架构与智能成像控制的不断融合，单物镜LSFM有望逐步从技术验证阶段迈向高性能、生物友好型、通用化的成像主力平台，为生命科学研究提供更坚实的技术支撑。

[参 考 文 献]

[1] Swedlow J R, Platani M. Live cell imaging using wide–field microscopy and deconvolution [J]. Cell Structure and Function, 2002, 27(5): 335–341.

[2] Semwogerere D, Weeks E R. Confocal microscopy [M] // Encyclopedia of biomaterials and biomedical engineering. Boca Raton: CRC Press, 2005: 1–10.

[3] Huisken J, Swoger J, Del Bene F, et al. Optical sectioning deep inside live embryos by selective plane illumination microscopy [J]. Science, 2004, 305(5686): 1007–1009.

[4] Daetwyler S, Huisken J. Fast fluorescence microscopy with light sheets [J]. The Biological Bulletin, 2016, 231(1): 14–25.

[5] Weber M, Huisken J. Light sheet microscopy for real–time developmental biology [J]. Current Opinion in Genetics & Development, 2011, 21(5): 566–572.

[6] Icha J, Weber M, Waters J C, et al. Phototoxicity in live fluorescence microscopy, and how to avoid it [J]. BioEssays, 2017, 39(8): 1700003.

[7] Reynaud E G, Kržič U, Greger K, et al. Light sheet–based fluorescence microscopy: more dimensions, more photons, and less photodamage [J]. HFSP Journal, 2008, 2(5): 266–275.

[8] Huisken J, Stainier D Y R. Even fluorescence excitation by multidirectional selective plane illumination microscopy (mSPIM) [J]. Optics Letters, 2007, 32(17): 2608–2610.

[9] Stelzer E H K, Strobl F, Chang B J, et al. Light sheet fluorescence microscopy [J]. Nature Reviews Methods Primers, 2021, 1: 73.

[10] Chen B C, Legant W R, Wang K, et al. Lattice light–sheet microscopy: imaging molecules to embryos at high spatiotemporal resolution [J]. Science, 2014, 346(6208): 1257998.

[11] Fahrbach F O, Rohrbach A. Propagation stability of self–reconstructing Bessel beams enables contrast–enhanced imaging in thick media [J]. Nature Communications, 2012, 3: 632.

[12] Vettenburg T, Dalgarno H I C, Nylk J, et al. Light–sheet microscopy using an Airy beam [J]. Nature Methods, 2014, 11: 541–544.

[13] Chang B J, Kittisopikul M, Dean K M, et al. Universal light–sheet generation with field synthesis [J]. Nature Methods, 2019, 16: 235–238.

[14] Golub I, Chebbi B, Golub J. Toward the optical “magic carpet”: reducing the divergence of a light sheet below the diffraction limit [J]. Optics Letters, 2015, 40(21): 5121–5124.

[15] Tomer R, Lovett–Barron M, Kauvar I, et al. SPED light sheet microscopy: fast mapping of biological system structure and function [J]. Cell, 2015, 163(7): 1796–1806.

[16] Dunsby C. Optically sectioned imaging by oblique plane microscopy [J]. Optics Express, 2008, 16(25): 20306–20316.

[17] Keller P J, Schmidt A D, Wittbrodt J, et al. Reconstruction of zebrafish early embryonic development by scanned light sheet microscopy [J]. Science, 2008, 322(5904): 1065–1069.

[18] Verveer P J, Swoger J, Pampaloni F, et al. High–resolution three–dimensional imaging of large specimens with light sheet–based microscopy [J]. Nature Methods, 2007, 4: 311–313.

[19] Santi P A, Johnson S B, Hillenbrand M, et al. Thin–sheet laser imaging microscopy for optical sectioning of thick tissues [J]. BioTechniques, 2009, 46(4): 287–294.

[20] Wang H, Zhu Q, Ding L, et al. Scalable volumetric imaging for ultrahigh–speed brain mapping at synaptic resolution [J]. National Science Review, 2019, 6(5): 982–992.

[21] Glaser A K, Reder N P, Chen Y, et al. Light–sheet microscopy for slide–free non–destructive pathology of large clinical specimens [J]. Nature Biomedical Engineering, 2017, 1: 0084.

[22] Bouchard M B, Voleti V, Mendes C S, et al. Swept confocally–aligned planar excitation (SCAPE) microscopy for high–speed volumetric imaging of behaving organisms [J]. Nature Photonics, 2015, 9: 113–119.

[23] Yang B, Lange M, Millett–Sikking A, et al. DaXi—high–resolution, large imaging volume and multi–view single–objective light–sheet microscopy [J]. Nature Methods, 2022, 19: 461–469.

[24] Lamb J R, Ward E N, Kaminski C F. Open–source software package for on–the–fly deskewing and live viewing of volumetric lightsheet microscopy data [J]. Biomedical Optics Express, 2023, 14(2): 834–845.

[25] Fiolka R. Resolution upgrades for light–sheet microscopy [J]. Nature Methods, 2019, 16(9): 813–814.

[26] Kim J, Wojcik M, Wang Y, et al. Oblique–plane single–molecule localization microscopy for tissues and small intact animals [J]. Nature Methods, 2019, 16(9): 853–857.

[27] Yang B, Chen X, Wang Y, et al. Epi–illumination SPIM for volumetric imaging with high spatial–temporal resolution [J]. Nature Methods, 2019, 16(6): 501–504.

[28] Saliba N, Gagliano G, Gustavsson A–K. Whole–cell multi–target single–molecule super–resolution imaging in 3D with microfluidics and a single–objective tilted light sheet [J]. Nature Communications, 2024, 15: 10187.

[29] Klein T, Löschberger A, Proppert S, et al. Live–cell dSTORM with SNAP–tag fusion proteins [J]. Nature Methods, 2011, 8: 7–9.

[30] Liu Y, Liu B, Green J, et al. Volumetric light sheet imaging with adaptive optics correction [J]. Biomedical Optics Express, 2023, 14(4): 1757–1771.

[31] Wang J, Xu X, Ye H, et al. Interferometric modulation for generating extended light sheet: improving field of view [J]. Journal of Biomedical Optics, 2024, 29(4): 046501.

[32] Heintzmann R, Huser T. Super–resolution structured illumination microscopy [J]. Chemical Reviews, 2017, 117(23): 13890–13908.