

CHARAKTERISIERUNG VON MIKROMISCHERN MITTELS STEREOSKOPISCHER 3D MESSUNG DER SPEZIESVERTEILUNG

CHARACTERISATION OF MICRO MIXERS BY MEANS OF STEREOSCOPIC 3D MEASUREMENT OF THE SPECIES DISTRIBUTION

Ralph Lindken¹, Sebastian Burgmann¹, Bernhard Wieneke²

¹ Zentrum für BrennstoffzellenTechnik ZBT gGmbH, Duisburg

² LaVision GmbH, Göttingen

Mischen, Mikrofluidik, Diffusion, Particle Image Velocimetry, PIV
mixing, microfluidics, diffusion, Particle Image Velocimetry, PIV

Zusammenfassung

In diesem Beitrag stellen wir die Weiterentwicklung einer dreidimensionalen Methode zur Bestimmung der Mischqualität von Mikromischern und deren Anwendung auf einen T-Mischer vor. Das Messprinzip beruht auf der Bestimmung der Position der dem Fluid zugegebenen Streuteilchen im Raum. Zur Untersuchung der Mischqualität wird nur einem der zu mischenden Fluidströme Tracerpartikel zugegeben, so dass die Verteilung dieses Fluidstroms dreidimensional im Raum detektiert werden kann. Im Vergleich zur Mischercharakterisierung mit Farbstoff als Tracer kann durch den Einsatz von Partikeln der Einfluss der Diffusion der Tracer reduziert werden und so der konvektive Anteil des Mischens bestimmt werden. In dem Beitrag wird die Genauigkeit der Methodik bestimmt und die Anwendbarkeit auf verschiedene konkrete Mischer diskutiert. Besonderes Augenmerk wird auf die Größe des in einer Messung zu untersuchenden Volumens und der Eindringtiefe in eine Mikrostruktur, wie zum Beispiel einem Mikroreaktor gelegt. Eine Untersuchung der in Testmessungen erzielten Daten zeigt, dass die Größe des Messvolumens von dem gewählten Stereo-Objektiv abhängt. Hierbei ist ein Kompromiss zu erzielen zwischen hoher räumlicher Auflösung durch ein Stereo-Objektiv mit großer Numerischer Apertur (NA) und einer großen Tiefe des Messvolumens durch eine höhere Schärfentiefe eines Objektivs mit niedriger Apertur. Auch die Konzentration der Streuteilchen beeinflusst die Messung. Typischerweise sind für eine Messung mit 4 Mikrometer räumlicher Auflösung bei hoher Partikelkonzentration 400 Einzelaufnahmen der stationären Strömung notwendig. Bei einer Datenrate von 10 Hz entspricht das 40 Sekunden Messdauer. Mit niedriger Partikelkonzentration sind erhöhte Eindringtiefen in die Mikroströmung möglich, allerdings erhöht sich durch die niedrige Partikelkonzentration die Anzahl der Einzelaufnahmen für eine Messung erheblich. Weiterführende Auswertungen wie die Bestimmung der Geschwindigkeit des mit Tracer-Partikeln geimpften Fluidstroms mittels ensemble correlation PIV werden vorgestellt.

Einleitung

Eine der Herausforderungen in Lab-on-a-Chip Anwendungen ist das Mischen von laminarer Strömung auf kleinen Skalen. Durch die kleinen Kanaldimensionen von weniger als 1 Millimeter Durchmesser ist sehr hoher Druck notwendig, um durch Turbulenz eine schnelle Durchmischung zu erreichen. Hochdruckmikrofluidik ist sehr teuer und oft nicht praktikabel oder nicht kompatibel mit anderen Anforderungen. Auch der Einsatz von Rührern ist auf Grund der kleinen Dimensionen von weniger als einem Millimeter nicht praktikabel. Daher beruhen die meisten Mikromischer auf laminarer paralleler Strömung von zwei oder mehr Stoffströmen. Das Mischen selbst beruht dann auf Diffusion. Die Zeit, die zum Mischen benötigt wird, ist durch die Diffusionszeit gegeben:

$$\tau = \frac{d^2}{2D} \quad (1)$$

mit d als Mischungsweg (die Strecke, die ein Molekül der Phase A zurücklegen muss, um mit einem Molekül der Phase B in Kontakt zu kommen und umgekehrt) und dem Diffusionskoeffizienten D

$$D = \frac{kT}{3\pi\eta d_p} \quad (2)$$

mit der Boltzmann Konstanten k , der Temperatur T [in Kelvin], der dynamischen Viskosität η und der charakteristischen Länge d_p des diffundierenden Stoffes (hier: der Partikeldurchmesser). Typische Diffusionskoeffizienten sind $2 \cdot 10^{-9} \text{ m}^2/\text{s}$ für kleine Ionen in Wasser und $10^{-12} \text{ m}^2/\text{s}$ für 5000-Basenpaar(bp)-DNA Moleküle in Wasser.

In einem $100 \mu\text{m}$ breiten Kanal ist die Mischzeit nach Formel (1) für kleine Ionen 2,5 Sekunden und für 5000bp-DNA 1,5 Stunden.

Nach Umformulieren von Formel (1) erhält man die Diffusionslänge l

$$l_{diff}^{1D}(t) = \sqrt{2Dt} \quad (3)$$

Die Diffusionslänge gibt an, wie weit ein Stoff in einer gegebenen Zeit t diffundiert ist. Wenn der Mischungsweg d kleiner ist als die Diffusionslänge l , sind die Stoffe vollständig gemischt.

Das Beispiel mit dem 5000bp-DNA Molekül zeigt, dass Mischen durch Diffusion allein nicht zielführend ist für die meisten mikrofluidischen Anwendungen. Ist zum Beispiel die mittlere Strömungsgeschwindigkeit in einem geraden Mischkanal $100 \mu\text{m}/\text{s}$, so ist eine Kanallänge von $0,5 \text{ m}$ für eine vollständige Durchmischung notwendig.

Aus Formel (1) folgt, daß die Diffusionszeit reduziert werden kann, indem der Mischungsweg reduziert wird. Dieses kann durch die Geometrie des Mischers erreicht werden, zum Beispiel in so genannten „Split and Recombine“ oder „Multilamination“ Mischern. Eine Alternative ist eine Sekundärströmung zu erzeugen, die durch Konvektion die Mischungsweglängen reduziert. Beispiele sind „Herringbone“, „Serpentine“ und T-förmige Mischer. Hessel et al. 2005 geben einen Überblick über die verschiedenen Mischprinzipien auf Mikroskalen.

Die Charakterisierung von Mikromischern erfolgt im Allgemeinen mit integralen Messungen wie Volumenstrom, Druckverlust oder globaler Mischgüte durch Farbindikator, als auch durch zwei-dimensionale Farbstoff und Reaktions-Visualisierungen (Hessel et al, 2003; Panic et al, 2004). Stroock et al 2002 und Hoffmann et al 2006 messen die dreidimensionale Konzentrationsverteilung in einem Mikromischer mittels Konfokaler Laser Scanning Mikroskopie (CLSM). Aus den CLSM Daten bestimmen sie die Mischgüte und die spezifische Kontaktfläche der beiden Stoffe.

Experimenteller Aufbau

Für die Experimente wird ein stereoskopisches micro Particle Image Velocimetry (stereo μPIV) System genutzt wie es in Lindken et al 2006 ausführlich beschrieben ist. Das Stereo- μPIV System besteht hauptsächlich aus einem Epifluoreszenz-Stereomikroskop mit optischen Filtern für Fluoreszenzmessungen, einem Doppelpuls-Laser, Optik, fluoreszenten Tracerpartikeln, zwei digitalen Kameras mit hoher Quanteneffizienz, einer Steuerung zur Synchronisation der Komponenten und einem PC zur Datenspeicherung und Auswertung, wie in Abbildung 1 dargestellt.

Das hier verwendete Mikroskop ist ein Leica Mz16 F Epifluoreszenz-Stereomikroskop mit wahlweise einem Leica Planapo 1x oder Leica Planapo 2x Stereoobjektiv. Als Laser nutzen wir einen New Wave Pegasus Doppelpuls Nd:YLF Laser mit einer Pulslänge von 180 ns . Gegenüber blitzlampen-gepumpten Nd:YAG Lasern hat dieser Laser den Vorteil einer im Vergleich zehnfachen Pulslänge, was die Leistung des in das Mikroskop eingekoppelten Lichtes entsprechend erhöht, ohne die Spitzenbelastung auf die Optik des Mikroskops zu erhöhen. Auf diese Art erhöht sich das empfangene Fluoreszenzsignal um den Faktor 2 bis 2,5. An das Stereomikroskop sind zwei LaVision Imager Intense Kameras angeschlossen, die über eine hohe Quanteneffizienz von 62% bei 560 nm verfügen. Das Mikroskop weist drei Strahlengänge auf, die außertrennlich durch das Stereoobjektiv führen. Einer der drei Strahlengänge dient zur Beleuchtung. Mit Hilfe eines Doppellampenhaus-adapters wird das Laserlicht in den Strahlengang des Mikroskops eingekoppelt. Die beiden anderen Strahlengänge werden zur stereoskopischen Beobachtung der Strömung genutzt.

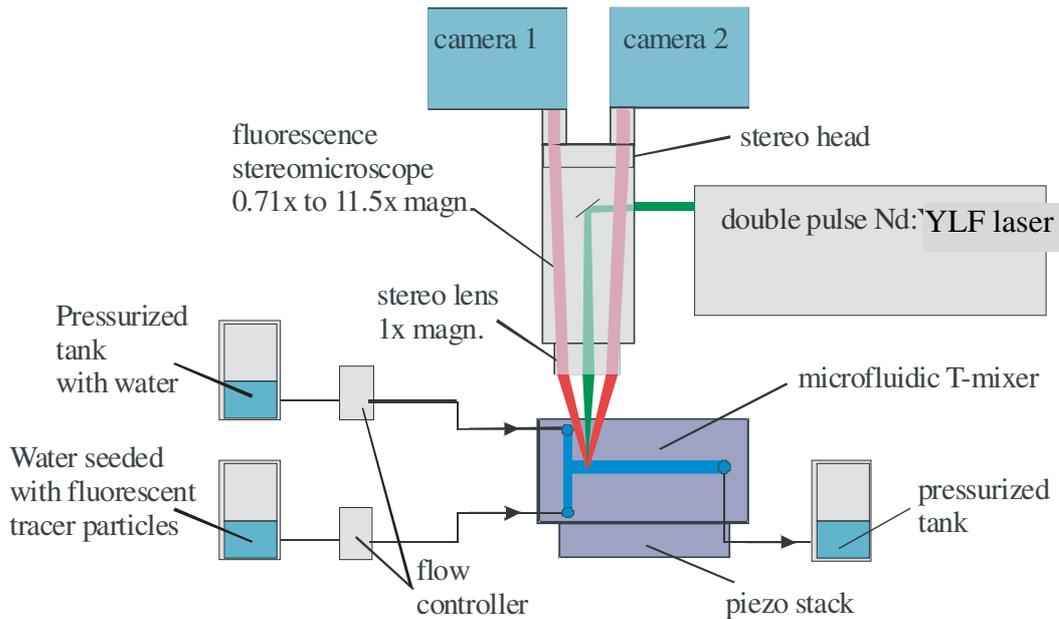


Abbildung 1: Schematischer Versuchsaufbau. Die obere Hälfte zeigt das Messsystem mit dem Stereomikroskop mit Stereoobjektiv, zwei Kameras und dem Doppelpuls Nd:YLF Laser. Die untere Hälfte der Zeichnung zeigt den mikrofluidischen Aufbau. Die Strömung in einem mikrofluidischen T-Mischer wird durch zwei getrennte Zufüsse gespeist. Beide Zufüsse werden durch je einen Flowcontroller reguliert, um eine stabile Strömung zu erreichen. Einer der Zufüsse wird aus einem Drucktank mit Wasser gespeist, der andere Drucktank ist mit Wasser und Tracer Partikeln gefüllt.

Die kritische Komponente in dem Versuchsaufbau ist das Stereo-Objektiv. Die beiden zur Verfügung stehenden Objektive Leica Planapo 1x (Lindken et al 2005) und Leica Planapo 2x (Lindken et al 2006) wurde in ersten stereoskopischen μ PIV Messungen benutzt. In stereoskopischen μ PIV Messungen werden die drei räumlichen Komponenten der Geschwindigkeitsvektoren in einer zwei-dimensionalen Messebene gemessen. Um eine hohe Auflösung der dreidimensionalen Messung zu erzielen, sollte die Korrelationstiefe gering sein. Die Korrelationstiefe gibt den Bereich normal zur Messebene an, in dem Partikelbilder noch einen Beitrag zur PIV Auswertung mittels Kreuzkorrelation liefern. Dieser Bereich entspricht dem Messvolumen. Olsen und Adrian 2000 geben eine vereinfachte analytische Beschreibung an. In Lindken et al 2009 ist diese Beschreibung für Mikroskopoptiken umformuliert:

$$\delta_{DOC} = 2 \left[\frac{(1 - \sqrt{\varepsilon})}{\sqrt{\varepsilon}} \left(\frac{n_0^2 d_p^2}{4NA^2} + \frac{5.95(M+1)^2 \lambda^2 n_0^4}{16M^2 NA^4} \right) \right]^{1/2} \quad (4)$$

Aus Formel (4) ist ersichtlich, dass eine geringe Korrelationstiefe erreicht wird, indem ein Objektiv mit hoher numerischer Apertur verwendet wird. Zum Beispiel wird eine geringe Korrelationstiefe von ungefähr $17 \mu\text{m}$ erreicht durch die Verwendung des Objektivs Planapo 2x mit $NA = 0,28$ und kleinen Tracerpartikeln ($d_p = 560 \text{ nm}$). Durch Scannen des Messvolumens durch den Mikrokanal wird die dreidimensionale Verteilung der stationären Strömung gemessen.

Für eine volumetrische 3D Partikel Abbildung oder 3D- Partikel Tracking sind andere optische Bedingungen vorteilhaft. Für die volumetrische Messung wird eine große Korrelationstiefe benötigt um alle Partikel in einer Messung abzubilden. Das hierzu geeignete Objektiv ist das Planapo 1x mit einer numerischen Apertur von $NA = 0,141$. Mit 11,5-facher Vergrößerung und einem Partikeldurchmesser von $1,3 \mu\text{m}$ ergibt sich eine Korrelationstiefe von $70 \mu\text{m}$. Diese Korrelationstiefe ist nicht ausreichend um volumetrisch über die gesamte Tiefe eines $200 \mu\text{m}$ tiefen Kanals zu messen. Daher scannen wir die $70\mu\text{m}$ -dicke Messebene durch den geschlossenen Kanal und summieren die Messungen an verschiedenen Positionen zu einem dreidimensionalen Messvolumen mit $200 \mu\text{m}$ Tiefe.

Die stereoskopische Messung wird erreicht, indem die Strömung durch zwei ausser-mittige Positionen des Stereoobjektivs betrachtet wird. So wird eine Beobachtung unter zwei unterschiedlichen Blickwinkeln erreicht. Bei 11,5facher Vergrößerung ist der Beobachtungswinkel $2\alpha = 17,1^\circ$ in Luft und $2\alpha = 12,9^\circ$ in Wasser. Diese sehr kleinen Winkel ermöglichen einerseits die Beobachtung der

Tab. 1: Eigenschaften der Leica Stereoobjektive Planapo 1x und Planapo 2x

* Olsen und Adrian 2000 mit Sichtbarkeitsfaktor ϵ , berechnet als RMS der Hintergrundintensität nach Bildvorverarbeitung (Rauschen) geteilt durch die durchschnittliche Partikelbildintensität (Signal).

** Länge des disparity correlation streak in der Selbstkalibrierung (Wieneke 2005)

Objektiv	Planapo 1x	Planapo 2x
Vergößerung (M)	0,71 bis 11,5 hier 11,5	1,42 bis 23,0 hier 11,5
Numerische Apertur (NA)	0,14	0,282
Arbeitsabstand in Luft	55 mm	15 mm
Winkel Blickachsen 2α in Luft @ M= 9.4	17,0°	36,6°
Winkel Blickachsen 2α in Wasser @ M= 9.4	12,8°	27,5°
Größe des Messbereichs	900 μm x 680 μm	900 μm x 680 μm
Schärfentiefe (gemessen)	40 μm \pm 10 μm	10 μm \pm 5 μm
Minimal-Durchmesser detektierbarer Partikel	1 μm	< 570 nm
Korrelationstiefe (berechnet mit $\epsilon = 0,05$)*	70 μm	17 μm
Korrelationstiefe (berechnet mit $\epsilon = 0,03$)*	80 μm	20 μm
Korrelationstiefe (berechnet mit $\epsilon = 0,01$)*	110 μm	27 μm
Korrelationstiefe (gemessen)**	60 μm \pm 10 μm	15 μm \pm 5 μm

Strömung tief in den geschlossenen Kanal durch nur einen optischen Zugang; andererseits ist die Genauigkeit für die Rekonstruktion der Position der Teilchen normal zur Messebene gerade noch ausreichend. Ein größerer Winkel würde die Messgenauigkeit erhöhen.

Rot-fluoreszierende monodisperse Mikrokugeln mit einem nominalen Durchmesser von 1,3 μm werden als Tracerteilchen genutzt. Sie werden mit grünem Licht (527 nm) beleuchtet und sie emittieren Licht in einer zum Roten hin verschobenen Bandbreite mit der maximalen Intensität bei 630 nm. Reflektiertes grünes Licht und emittiertes rotes Licht wird von dem Stereoobjektiv gesammelt und in die beiden Strahlengänge geführt, wo optische Filter das grüne Licht reflektieren, während das rote Licht den Filter passiert. So gelangt nur rotes Licht zu den Kameras und wird für die PIV-Messung aufgenommen.

Kalibrierung

Mit Hilfe eines Kalibriergitters werden die beiden Kamerabilder aufeinander ausgerichtet. Die Ausrichtung in der Tiefe ist erreicht, wenn beide Kamerabilder gleichartig defokussieren. Für die Rekonstruktion der dritten Koordinate der Partikelposition ist eine exakte Kalibrierung der beiden Blickrichtungen notwendig. Zuerst wird eine grobe Kalibrierung außerhalb des geschlossenen Mikrokanals ausgeführt, indem das Kalibriergitter mit hoher Genauigkeit normal zur Messebene (in z-Richtung) verschoben und an sieben Positionen im Messvolumen aufgenommen wird. Aus diesen Daten wird eine Kalibrierfunktion errechnet, die für Messungen in Luft korrekt ist. Wegen der unterschiedlichen Brechungsindices für Luft, Glas und Wasser ist diese Kalibrierung nicht genau für eine Messung in einem von einem Glasplättchen abgeschlossenen, mit Wasser gefüllten Mikrokanal. Daher wird zuerst die z-Verschiebung korrigiert mit dem Brechungsindex von Wasser. Danach wird eine gewöhnliche Selbstkalibrierung (Wieneke 2005) an den PIV Bildern der Tracerteilchen ausgeführt, die den Kalibrierfehler von 10-20 Pixel auf 1-2 Pixel reduziert. Danach wird eine volumetrische Selbstkalibrierung (Wieneke 2008) ausgeführt, um den verbleibenden Fehler weiter zu reduzieren. Diese Prozedur wird für alle 15 Positionen des Scans wiederholt.

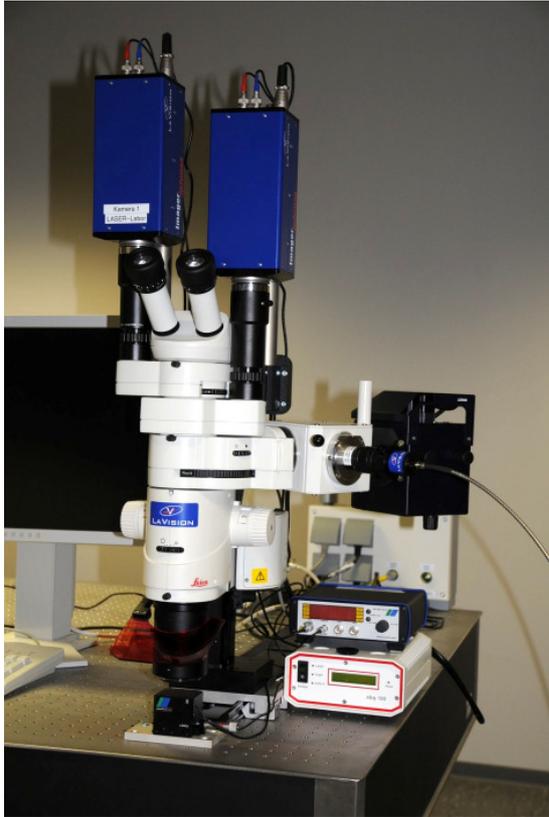


Abbildung 2: Stereomikroskop mit Kameras und Laserankopplung während der Kalibrierung. Mit Hilfe eine Piezostacks wird das Kalibriergitter mit nominal 65 nm Genauigkeit in der Höhe durch das Messvolumen zu 7 je 10 μm entfernten Positionen bewegt.

Experiment

Der experimentelle Aufbau ist in der unteren Hälfte von Abb. 1 gezeigt. Die Strömung wird durch zwei Drucktanks pulsationsfrei erzeugt. Die Tanks sind mit deionisiertem Wasser gefüllt und versorgen je einen Einlass eines mikrofluidischen T-Mischers. Zwei Flowcontroller (Bronkhorst Liquiflow) erzeugen einen stabilen Volumenstrom. Das Wasser in einem der Tanks ist mit 1,3 μm großen Polystyren Mikrokugeln geimpft, während das Wasser in dem anderen Tank ungeseedet bleibt. Die Tracer Teilchen sind mit Polyethylenglycol (PEG) beschichtet, um Partikelanhaftungen an den Wänden zu vermeiden.

Das Fluid strömt durch zwei Einlasskanäle mit 200 μm x 200 μm Querschnitt in den T-förmigen Mikromischer wie in Abbildung 3 dargestellt. Die Einlasskanäle sind 5 mm lang, um vollausgebildete Strömung aus den Seitenkanälen in die Mischzone zu erreichen. Der Mischkanal hat einen Querschnitt von 400 μm x 200 μm . Die Reynoldszahl ist 185. In der Mischzone wird die Partikelverteilung gemessen. Die Vergrößerung ist $M= 11,5$, um die Mischzone mit einer Kanalbreite von 400 μm abzubilden. Die Größe des Messfeldes ist 765 μm x 585 μm . Die stationäre Strömung wird über die Kanalhöhe von 200 μm durch Scannen des 70 μm tiefen Messvolumens an 15 sich stark überlappenden Positionen gemessen. Der Abstand der Scanpositionen ist jeweils 13 μm . Nur 40 μm in der Mitte des 70 μm tiefen Messvolumens werden für die Auswertung genutzt, um die Messgenauigkeit zu erhöhen. Je 300 Stereobilder werden an jeder Scanposition aufgenommen. Von dem gescannten Datensatz wird für die Auswertung ein dreidimensionales Volumen der Partikelbilder rekonstruiert.

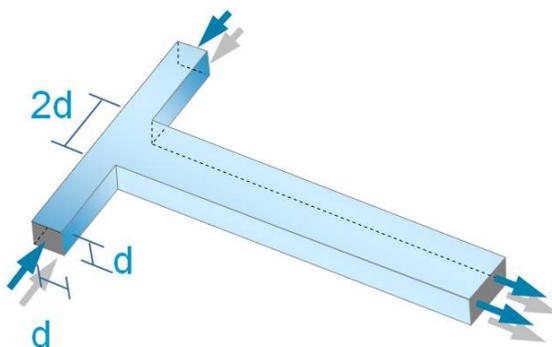


Abbildung 3: Geometrie des T-förmigen Mikromischers oder T-Mischers. Die Einlasskanäle haben ein Höhe-zu-Breite Verhältnis von 1, der Auslass- oder Mischkanal hat ein Höhe-zu-Breite Verhältnis von 0,5. Die Länge d ist 200 μm .

Für die Bestimmung der Verteilung der beiden einströmenden Stoffströme im Mischer werden alle Partikel in der Mischzone mittels Bilderkennungsverfahren detektiert, die auch für Particle Tracking Velocimetry (PTV) eingesetzt werden. Die Position der 3D Partikelschwerpunktpositionen wird durch stereoskopische Triangulation bestimmt und diese Position wird dem geimpften Stoffstrom zugeordnet. Die Triangulation ist auf $\pm 20 \mu\text{m}$ für jede Scanposition begrenzt. 3D Partikelpositionen werden für alle Scans mit je 300 Einzelmessungen gesammelt und in einem 3D Volumen zusammengeführt. Dieses 3D Volumen besteht aus Untervolumen mit einer Größe von $4 \times 4 \times 4$ Voxel, entsprechend ungefähr $2 \times 2 \times 2 \mu\text{m}$. Für diese Untervolumen wird die Anzahl der detektierten Partikelschwerpunkte gespeichert.

Bei der Auswertung der Messung stellte sich heraus, dass die Anzahl von Partikeln in 300 Einzelmessungen nicht ausreichend war, um die räumliche Auflösungsgrenze der hier vorgestellten Messtechnik zu erreichen. Daher wurden die Ergebnisse auf Untervolumen aufsummiert.

Für hohe Partikelbildkonzentrationen wäre es möglich instationäre Konzentrationsfelder von Einzelmessungen zu rekonstruieren, während für eine höhere Genauigkeit und eine höhere räumliche Auflösung eine hohe Anzahl von Partikelbildern notwendig ist, die nur durch eine ausreichende Anzahl von Aufnahmen und der Superposition von einzelnen Partikelschwerpunktpositionen erreicht werden kann. Dann formen die einzelnen Informationen über die Partikelpositionen in der graphischen Darstellung zusammenhängende Gebiete, die die Regionen visualisieren, die von dem geimpften Stoffstrom im Mischer okkupiert werden.

Ergebnisse und Diskussion

Die Ergebnisse der 3D-Mischungsvisualisierung sind in Abbildung 4 graphisch dargestellt. Das Fluid aus dem linken Einströmkanal ist farbkodiert in Grün dargestellt. Die Intensität des Grüns gibt die Konzentration wieder. Die blauen Gebiete im T-Mischer geben Gebiete an, in denen keine Partikel detektiert wurden. Dies korrespondiert mit dem nicht geimpften Fluid aus dem rechten Einströmkanal. Die Verteilung der Stoffströme durch Sekundärströmung normal zur Hauptströmungsrichtung ist über die Mischzone gezeigt. Die zwei Stoffströme erreichen die Mischzone oben links und oben rechts und strömen im Mischkanal nach unten aus. Der linke Zustrom ist mit Tracerteilchen geimpft. Die geringe Konzentration oben links im Einströmkanal ist auf unzureichende Ausleuchtung des Messfeldes in den Ecken zurückzuführen.

Filamente von $4 \mu\text{m}$ Dicke können in Abbildung 5 aufgelöst werden. In der linken Hälfte des Auslasskanals wird eine stabile dreidimensionale Wirbelstruktur visualisiert. Die gleiche Struktur ist auf der gegenüberliegenden Seite mit weniger Kontrast in entgegengesetzter Farbcodierung sichtbar. Einmal wird geimpftes Fluid in nicht geimpftes transportiert, im Fall mit weniger Kontrast wird nicht geimpftes Fluid in geimpftes transportiert. Diese Wirbel erzeugen intensives Mischen. Mehr Details zur Strömung sind gegeben in Wong et al 2004, Kockmann et al 2006 und Hussong et al 2009.

Die dreidimensionale Rekonstruktion der Partikelpositionen im Volumen kann auch für 3D-PTV Messungen genutzt werden, wenn zwei Aufnahmen schnell hintereinander erfolgen. Für die Berechnung der 3D-Geschwindigkeitsfelder aus den zwei aufeinanderfolgenden Bestimmungen der Partikelpositionen werden mit einem 3D-Particle Tracking Algorithmus werden mehrere Abgleichskriterien genutzt. Alle detektierten Verschiebungen müssen in einen zuvor spezifizierten Bereich fallen und Vektoren werden bevorzugt, wenn sie ähnliche Verschiebungen aufweisen wie die benachbarter Partikel. Wenn nach dem 3D-Particle Tracking Vektoren in $4 \times 4 \times 4$ Voxel Untervolumen räumlich gemittelt werden, erfolgt ein zusätzlicher Validierungsschritt: Ein Medianfilter entfernt alle Vektoren, die mehr als den zweifachen RMS-Wert von den gemittelten Vektoren abweichen. Das resultierende äquidistante Gitter mit Geschwindigkeitsinformationen hat einen Vektorabstand von $4,4 \mu\text{m}$. Abbildung 6 zeigt ein typisches Ergebnis der 3D-PTV Auswertung. Aus Gründen der Darstellbarkeit sind nicht alle Vektoren im dreidimensionalen Volumen gezeigt, sondern nur ein geringer Teil in einer zweidimensionalen Ebene des dreidimensionalen Datenfeldes. In Regionen, die dem nicht geseedeten Stoffstrom zugeordnet werden, sind keine Vektoren ermittelt worden. Diese Regionen sind weiß. Die Vektoren stellen die Geschwindigkeitsverteilung des Fluids aus dem linken Einlasskanal dar. Deutlich ist zu erkennen, dass sich die in Abbildung 4 beschriebene Wirbelstruktur mit hoher Geschwindigkeit abwärts bewegt und die Wirbelstruktur nicht hauptsächlich aus einer Rotation der Strömung in der Ebene resultiert, sondern aus einer komplexen dreidimensionalen Wirbelstruktur entstanden ist.

Mit der hier vorgestellten experimentellen Methode zeigen wir eine Möglichkeit zur Beschreibung der Effizienz von Mikromischern. Wir erreichen eine hohe räumliche Auflösung, die unabhängig von der Péclet-Zahl ist. Auch erlaubt die Methode die Beobachtung des Mischvorgangs in tiefen Mikrokanälen, da die Eindringtiefe nicht durch die Absorption eines kontinuierlichen Tracers reduziert wird. Gleichzeitig kann die Geschwindigkeitsverteilung der geseedeten Phase mittels 3D-PTV bestimmt werden.

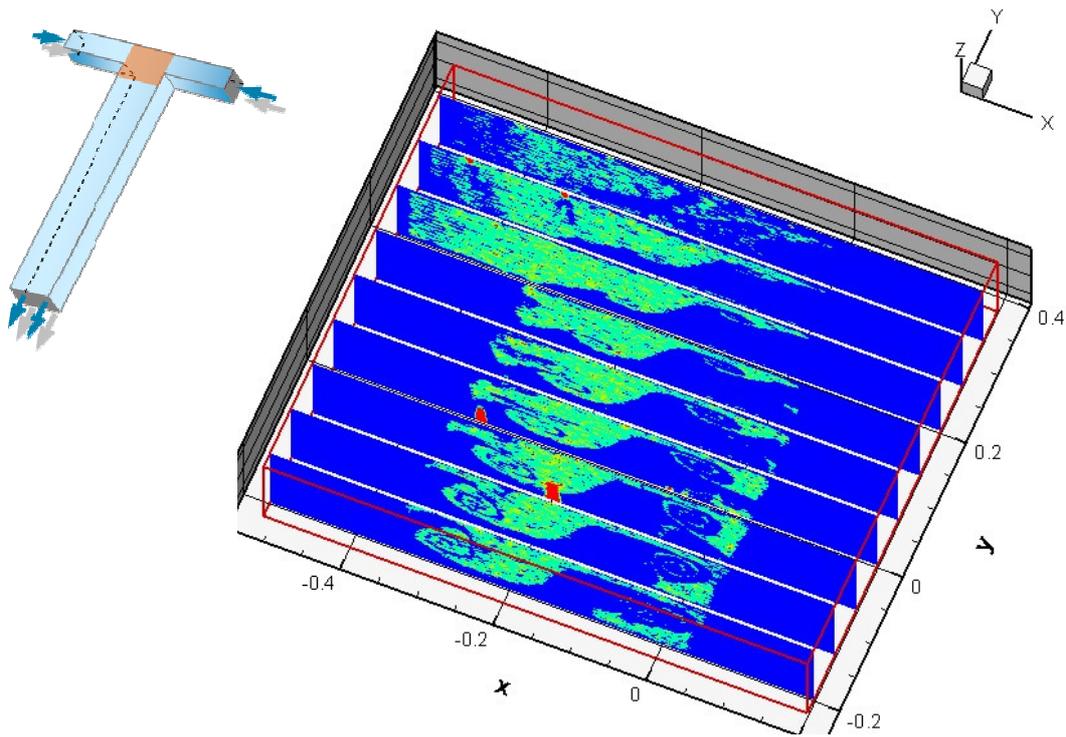


Abbildung 4: Die T-Mischer Geometrie und das orange markierte Feld oben links geben die Lage und Position der 3D Partikel Visualisierungsmessung auf dem großen Bild an. Grün-farbcodiert dargestellt ist die Verteilung des Stoffstroms aus dem linken Zustrom. Deutlich ist eine langgestreckte Wirbelstruktur auf der linken Seite des Mischkanals zu erkennen. Sie entsteht durch Konvektion von ungeseedetem Fluid aus dem rechten Einströmkanal auf die linke Seite des Mischkanals.

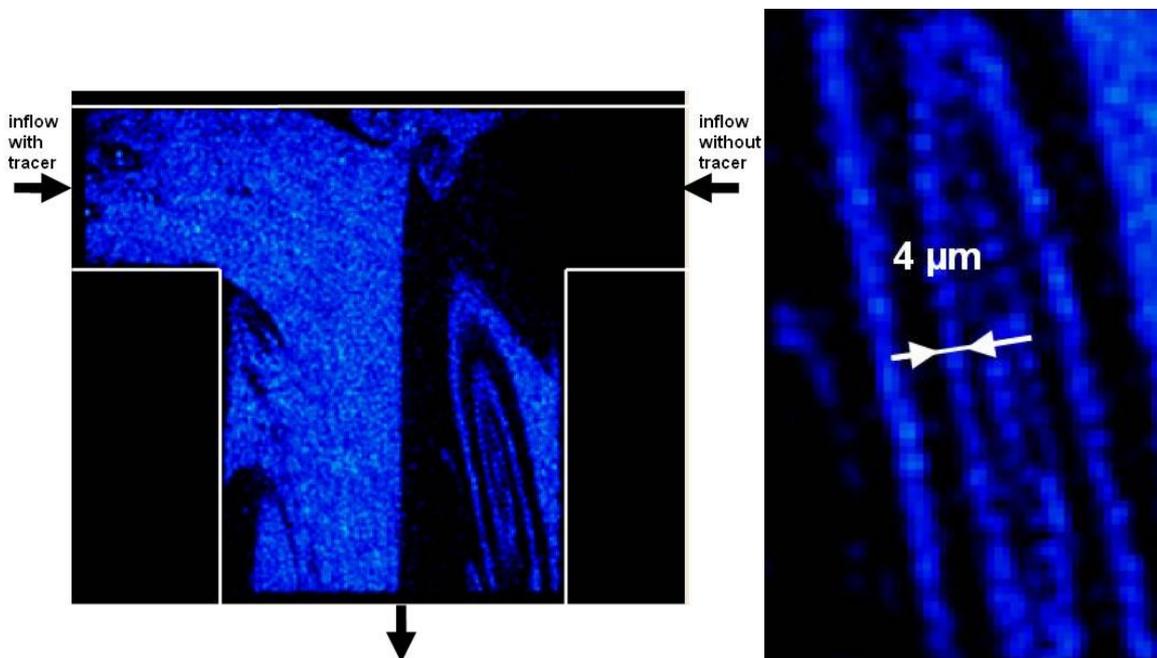


Abbildung 5: Partikelverteilung in einer 4 μm dicken Schnitt im Mischbereich. Die Daten sind im Volumen aufgenommen worden. Zu besserer Darstellbarkeit ist nur ein Schnitt des Volumens gezeigt. Auf der rechten Seite ist ein Detail der Strömung links dargestellt, die die Auflösung von 4 μm dicken Strukturen zeigt.

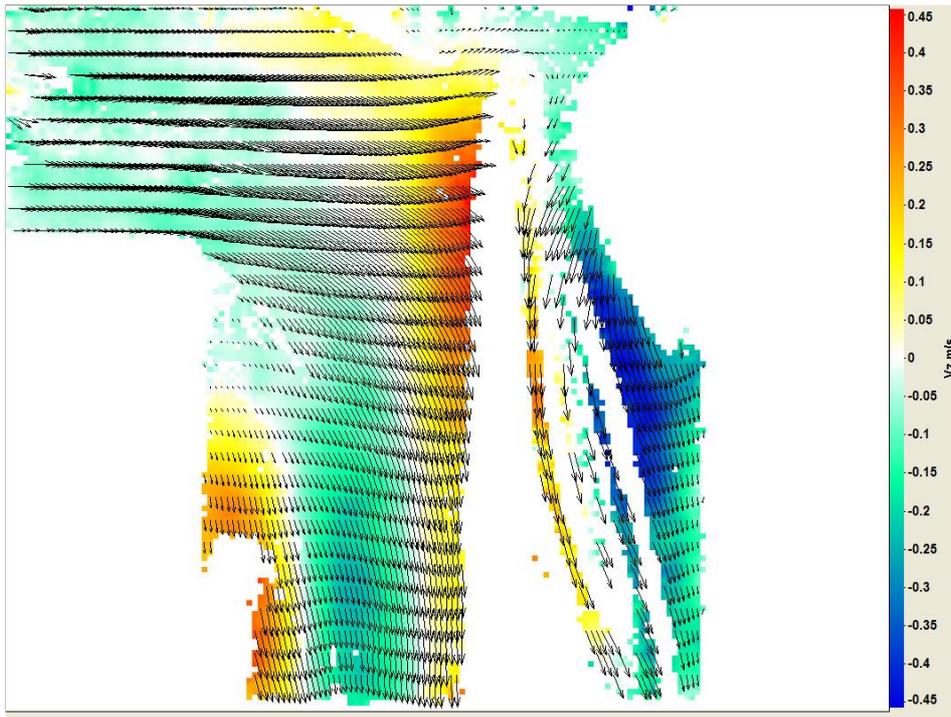


Abbildung 6: Darstellung der Geschwindigkeitsverteilung in derselben Ebene wie der in Abbildung 4 dargestellten Partikelverteilung. Geschwindigkeitsprofile der aus dem rechten Einlasskanal austretenden Stoffstroms geben Details der Strömung wider.

Literatur

- Hessel V, Hardt S, Löwe H, Schönfeld F (2003) Laminar mixing in different interdigital micromixers: I. experimental characterization. *AIChE Journal* 49:566–577
- Hessel V, Löwe H, Schönfeld F (2005) Micromixers—a review on passive and active mixing principles. *Chem Eng Sci* 60:2479–2501
- Panic S, Loebbecke S, Tuercke T, Antes J, Boskovic D (2004) Experimental approaches to a better understanding of mixing performance of microfluidic devices. *Chem Eng J* 101:409–419
- Hoffmann M, Schlüter M, Rübiger N (2006) Experimental investigation of liquid-liquid mixing in T-shaped micro-mixers using μ -LIF and μ -PIV. *Chem Eng Sci* 61:2968–2976
- Hussong J, Lindken R, Pourquie M., Westerweel J (2009) Numerical study on the flow physics of a T-shaped micro-mixer. in: M. Ellero et al. (eds.), *IUTAM Symposium on Advances in Micro- and Nanofluidics*, IUTAM Bookseries 15, Springer Science + Business Media B.V., ISBN 978-90-481-2625-5, pp. 191-205
- Kockmann N, Kiefer T, Engler M, Woias P (2006) Convective mixing and chemical reactions in micro-channels with high flow rates. *Sensors and Actuators, B* 117, 495
- Lindken R, Westerweel J, Wieneke B (2005) Stereo-micro-PIV Messungen zur Bestimmung dreidimensionaler Strömungsstrukturen in Mikromixern. 13. Fachtagung "Lasermethoden in der Strömungsmesstechnik" 6. – 8. September 2005, BTU Cottbus, pp. 10.1-10.8
- Lindken R, Westerweel J, Wieneke B (2006) Stereoscopic micro particle image velocimetry. *Experiments in Fluids*, 41:161-171
- Lindken, R, van Esch J, Westerweel J, Wieneke B (2008) 3D particle imaging for the quantitative characterization of advective micro-scale mixing. 14th Int Symp on Applications of Laser Techniques to Fluid Mechanics, Lisbon, Portugal
- Lindken R, Rossi M, Grosse S, Westerweel J (2009) Micro-Particle Image Velocimetry (μ PIV): Recent developments, applications, and guidelines. *Lab on a Chip*, 9:2551-2567
- Olsen MG, Adrian RJ (2000) Out-of-focus effects on particle image visibility and correlation in microscopic particle image velocimetry. *Experiments in Fluids* 29(7):166-174
- Wieneke B (2005) Stereo-PIV using self-calibration on particle images. *Exp Fluids* 39:267–280
- Wieneke B (2008) Volume self-calibration for 3D particle image velocimetry. *Exp Fluids*, 45:549-556
- Wong SH, Ward MCL, Wharton CW (2004) Micro T-mixer as a rapid mixing micromixer. *Sensors and Actuators B* 100:359–379