



Bionano Prep SP-G2 Protokoll zur DNA-Isolierung aus frischem menschlichen Blut

DOKUMENTENUMMER:

CG-00005-2

DOKUMENTENREVISION:

D

Datum des Inkrafttretens: 07.30.2024

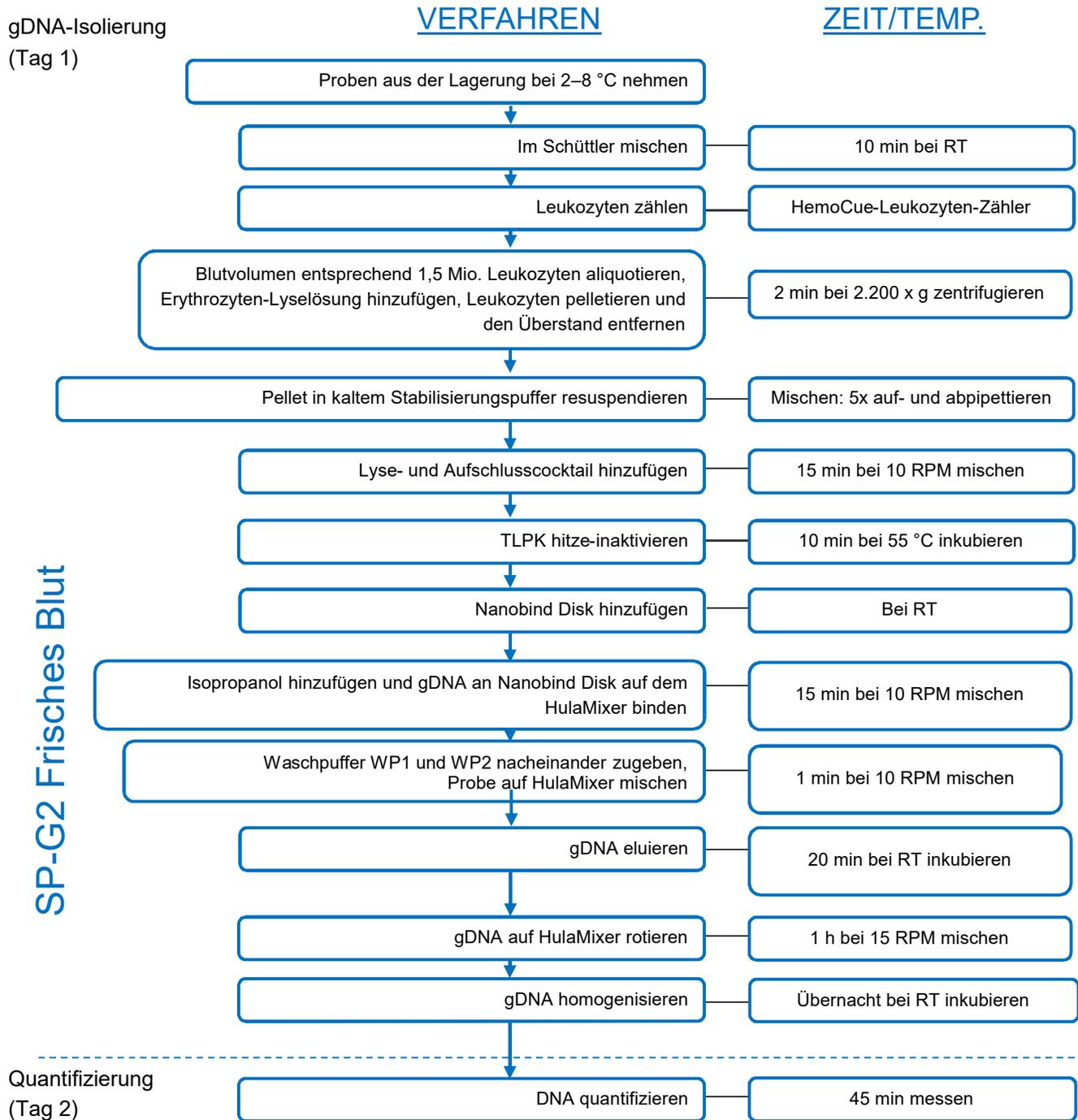
Inhaltsverzeichnis

Revisionsverlauf	3
Übersicht über den Arbeitsablauf	4
Bionano Prep SP-G2 Kit zur DNA-Isolierung aus Blut- und Zellkulturen und vom Anwender bereitzustellende Materialien	5
Bionano Prep SP-G2 Inhalt des Kits zur DNA-Isolierung aus Blut- und Zellkulturen (Teil -Nr. 80060, 12 Anwendungen).....	5
Vom Anwender bereitzustellende Materialien und Geräte.....	6
Einführung und wichtige Hinweise	8
Einführung	8
Übersicht	8
Wichtige Hinweise	8
Bionano Prep SP-G2 Protokoll zur DNA-Isolierung aus frischem menschlichen Blut	11
Vorbereitung für die gDNA-Isolierung (30 Minuten).....	11
gDNA-Isolierung (bis zu 3 Stunden)	12
Homogenisierung der gDNA-Lösung (70 Minuten).....	20
gDNA-Quantifizierung (45 Minuten).....	21
Technische Unterstützung	24
Rechtsvermerk	25
Nur zu Forschungszwecken. Nicht zur Verwendung in Diagnoseverfahren.	25
Patente	25
Marken.....	25

Revisionsverlauf

REVISION	ANMERKUNGEN
A	Kommerzielle Veröffentlichung.
B	Allgemeine Formatierungsänderungen für die Veröffentlichung.
C	Aktualisierter Arbeitsablauf
D	Formatierungsaktualisierungen.

Übersicht über den Arbeitsablauf



Bionano Prep SP-G2 Kit zur DNA-Isolierung aus Blut- und Zellkulturen und vom Anwender bereitzustellende Materialien

Bionano Prep SP-G2 Inhalt des Kits zur DNA-Isolierung aus Blut- und Zellkulturen (Teil -Nr. 80060, 12 Anwendungen)

Komponente	Menge	Artikel-Nr.	Aufbewahrung
Erythrozyten- Lysepuffer	18 ml	20442	Raumtemperatur (15–30 °C)
Zellpuffer	50 ml	20374	Raumtemperatur (15–30 °C)
Aufschluss-Enhancer	4,0 ml	20443	Raumtemperatur (15–30 °C)
Lyse- und Bindepuffer (LBP)*	1,2 ml	20444	Raumtemperatur (15–30 °C)
Waschpuffer 1 (WP1) *	4,5 ml	20445	Raumtemperatur (15–30 °C)
Waschpuffer 2 (WP2)	6,0 ml	20446	Raumtemperatur (15–30 °C)
Elutionspuffer (EP)	1,1 ml	20378	Raumtemperatur (15–30 °C)
DE Detergenz	55 µl	20447	Raumtemperatur (15–30 °C)
Nanobind Disks (4 mm)	je 12	20448	Raumtemperatur (15–30 °C)
Protein-LoBind-Mikrozentrifugenröhrchen (1,5 ml)	je 2 x 12	20449	Raumtemperatur (15–30 °C)
Protein-LoBind-Mikrozentrifugenröhrchen (0,5 ml)	je 12	20450	Raumtemperatur (15–30 °C)
Kunststoffhülle für Magnetic Retriever	je 12	20451	Raumtemperatur (15–30 °C)
Mikrozentrifugenröhrchen (2 ml)	je 12	20452	Raumtemperatur (15–30 °C)
DNA Stabilizer	350 µl	20423	Raumtemperatur (15–30 °C)
RNase A**	150 µl	20455	Gekühlt (2–8 °C)
„Ultra Pure“ Wasser	2 x 900 µl	20355	Gekühlt (2–8 °C)
Thermolabile Proteinase K (TLPK)	150 µl	20441	Gefroren (-15 °C – -25 °C)

*Informationen zu Gefahrenabfall sind dem Abschnitt „Wichtige Hinweise“ zu entnehmen.

**Wird nicht in diesem Protokoll verwendet.

Vom Anwender bereitzustellende Materialien und Geräte

Komponente	Anbieter	Katalog-Nr.
Tag 1 – Pelletierung, gDNA-Isolierung und Homogenisierung		
Bionano Prep SP Magnetic Retriever (2er Pack)	Bionano Genomics (Schulungskit)	80031
HemoCue WBC Analyzer	Fisher Scientific (für die USA) Vertriebshändler (<u>außerhalb der USA</u>)	22-601-017
HemoCue-Mikroküvetten	Fisher Scientific	22-601-018
DynaMag-2 Magnetisches Rack	Thermo Fisher	12321D
HulaMixer-Probenmischer	Thermo Fisher	15920D
Mikrozentrifugenröhrchen (0,2 ml), nukleasefrei	Fisher Scientific oder gleichwertiger Lieferant	05-408-138
Mikrozentrifugenröhrchen (0,5 ml), nukleasefrei	Thomas Scientific oder gleichwertiger Lieferant	1201T80
Ethanol (100 %Vol), Molekularbiologie-Qualität	Sigma-Aldrich	E7023
Isopropanol, ≥ 99,5 %, Molekularbiologie-Qualität	Fisher Scientific	A461-212
Bleichmittel zur Blutentsorgung	Allgemeiner Lieferant für Laborbedarf	
Konische Zentrifugenröhrchen, PP (50 ml)	Thermo Fisher oder gleichwertiger Lieferant	14-432-22
Zentrifuge (2.200 x g) mit Röhrchenrotor (1,5 ml)	Cole-Parmer oder gleichwertiger Lieferant	EW-17701-11
Wasserbad (37 °C)	Allgemeiner Lieferant für Laborbedarf	
Eiskübel und Eis	Allgemeiner Lieferant für Laborbedarf	
Thermomixer (55 °C)	Eppendorf oder gleichwertiger Lieferant	5382000023
Parafilm	Allgemeiner Lieferant für Laborbedarf	
Spitze Pinzette	Electron Microscopy Sciences oder gleichwertiger Lieferant	78141-01
Filter-Pipettenspitzen mit weiter Öffnung, Aerosol (200 µl)	VWR oder Rainin oder gleichwertiger Lieferant	46620-642
Extralange Spitzen mit Filter (1000 µl), steril	VWR oder gleichwertiger Lieferant	76322-154
Pipetten (10, 20, 200 und 1.000 µl) und nukleasefreie, Pipettenspitzen mit Filter	Allgemeiner Lieferant für Laborbedarf	
Aluminium-Kühlblock für 1,5 ml und 2,0 ml (optional)	Sigma Aldrich oder gleichwertiger Lieferant	Z743497

Komponente	Anbieter	Katalog-Nr.
Tag 2 - Quantifizierung		
Benchtop-Vortexer	VWR oder gleichwertiger Lieferant	10153-838
Ultraschallbad	Allgemeiner Lieferant für Laborbedarf	
Konisches Röhrchen (15 ml)	Fisher Scientific	05-539-12
Fluorometer, Qubit	Thermo Fisher oder gleichwertiger Lieferant	Q33216
Qubit-dsDNA BR-Assay-Kit	Thermo Fisher oder gleichwertiger Lieferant	Q32853
Qubit-Röhrchen	Thermo Fisher	Q32856
Positive-Displacement-Pipette MR-10 (optional)	Rainin oder gleichwertiger Lieferant	17008575
Pipettenspitzen (10 µl) C-10 für Positive-Displacement-Pipette (optional)	Rainin oder gleichwertiger Lieferant	17008604

Einführung und wichtige Hinweise

Einführung

Mit diesem Bionano Prep® SP-G2 Protokoll zur DNA-Isolierung aus frischem menschlichen Blut kann ultrahochmolekulare (UHMW) genomische DNA (gDNA) innerhalb von weniger als 4 Stunden aus 1,5 Millionen weißen Blutkörperchen (WBCs, Leukozyten) aus frischem menschlichen Blut gewonnen werden. Zum Einsatz kommt ein häufig bei gDNA-Extraktionstechniken auf Silika-Basis angewendetes optimiertes Verfahren zum Lysieren, Binden, Waschen und Eluieren in Kombination mit einer neuartigen paramagnetischen Disk. Im Gegensatz zu magnetischen Beads und Silika-Spin-Säulen, welche lange gDNA-Stränge fragmentieren, sind Nanobind Disks dafür ausgelegt, gDNA unter deutlich weniger Fragmentierung zu binden und anschließend zu eluieren, sodass UHMW-gDNA isoliert werden kann. Die hohe gDNA-Bindekapazität ist auf die neuartige nanostrukturierte Silika an der Außenseite der thermoplastischen paramagnetischen Disk zurückzuführen. Dieses Protokoll wurde unter Verwendung von menschlichem Blut evaluiert, welches in EDTA-Röhrchen überführt, bei 4 °C gelagert und innerhalb von 4 Tagen nach der Abnahme verarbeitet wurde. Um optimale Ergebnisse zu erzielen, wird empfohlen, das Blut nach der Entnahme und vor dem Einfrieren nicht länger als 5 Tage bei 4 °C zu lagern. Alternativ können die Blutproben vor dem Einfrieren bei Raumtemperatur (22–25 °C) bis zu 66 Stunden aufbewahrt werden, davon bis zu 6 Stunden bei höherer Temperatur (30–40 °C). Eine Lagerung der Blutproben von mehr als 66 Stunden bei Raumtemperatur oder eine längere Inkubationszeit (> 6 Stunden) bei höheren Temperaturen kann zu einer verringerten Länge der gDNA-Moleküle führen und die Testergebnisse beeinträchtigen. Die gemäß diesem Protokoll aufbereitete gDNA wurde ausschließlich mittels Direct Label and Stain (DLS)-Fluoreszenzmarkierung validiert. Hinweise zu wichtigen technischen Schritten und zur Fehlerbehebung erhalten Sie im [Schulungsvideo](#).

Die gDNA wird aus den weißen Blutkörperchen (WBCs, Leukozyten) gewonnen. In der Regel reichen für dieses Verfahren 200–600 µl normales menschliches Vollblut, welches in ein EDTA-Röhrchen überführt wird, aus.

Übersicht

Die Zellyse und der Aufschluss mittels thermolabiler Proteinase K erfolgen in einem chaotropen Puffer; die freigesetzte gDNA bindet bei Zugabe von Isopropanol an die Nanobind Disk. Nach drei Waschschrritten wird die Disk in ein frisches Röhrchen überführt und die gDNA von der Disk eluiert. Die gewonnene UHMW-gDNA wird einem begrenzten Scheren unterzogen, um die UHMW gDNA homogener zu machen. Dann wird die gDNA gemischt und über Nacht bei Raumtemperatur äquilibriert, um die Homogenität der gDNA weiter zu fördern. Anschließend wird die DNA-Konzentration bestimmt. Der typische gDNA-Größenbereich liegt zwischen 50 Kbp und ≥ 1 Mbp.

Wichtige Hinweise

gDNA-HOMOGENITÄT

Die extrahierte gDNA mit einer 200-µl-Standardpipettenspitze mischen, um die Homogenität zu erhöhen und eine einheitliche DNA-Probenahme für die Fluoreszenzmarkierung zu gewährleisten.

gDNA-QUANTIFIZIERUNG

Die gDNA-Quantifizierung wird durchgeführt, um die Konzentration zu bestimmen und dient als Maß für die UHMW-gDNA-Homogenität. Qubit-Quantifizierung ist gegenüber anderen Quantifizierungsverfahren zu bevorzugen, da sie auch zur Messung der gDNA-Konzentration nach der Fluoreszenzmarkierung verwendet werden kann. Der Qubit-Broad Range (BR)-dsDNA-Assay misst die gDNA-Konzentration nach der Extraktion, während der High Sensitivity (HS) dsDNA-Assay die gDNA-Konzentration nach der Fluoreszenzmarkierung misst.

Um die gDNA-Homogenität zu bestimmen, ist es wichtig, die Konzentration der gDNA an mehreren Positionen in der Lösung zu messen. Da die viskose gDNA schwer zu pipettieren ist, müssen die Anweisungen zum genauen Pipettieren im Abschnitt **Wichtige Hinweise** beachtet werden. Standardassays zur Quantifizierung der gDNA-Konzentration liefern aufgrund der Viskosität von langer gDNA keine genauen Messungen.

- Für eine genaue Quantifizierung ist eine Sonifizierung der entnommenen gDNA erforderlich.
- Die typische gDNA-Konzentration beträgt 45–120 ng/µl.

PIPETTIEREN VISKOSER gDNA

Um viskose gDNA zu entnehmen, das Röhrchen mit der Stammlösung so halten, dass es aus der Nähe betrachtet werden kann, den Pipettenknopf bis zum ersten Anschlag herunterdrücken, die Pipettenspitze eintauchen und den Knopf langsam und vorsichtig loslassen, um die viskose gDNA unter sorgfältiger Sichtprüfung in die Spitze aufzuziehen. Die Spitze auch dann noch eingetaucht lassen, wenn sich die viskose Lösung nicht mehr nach oben bewegt und der Spiegel sich scheinbar stabilisiert hat. Geduldig vorgehen. Bei viskoser gDNA kann es einige Sekunden dauern, bis ein Volumen von 2 µl aufgezogen ist. Bei zu schnellem Loslassen des Knopfs kann sich eine Blase in der Spitze bilden, was dazu führt, dass zu wenig Probenmaterial entnommen wird (Undersampling) (in diesem Fall von vorn beginnen). Nachdem 2 µl der Lösung in die Pipettenspitze aufgezogen wurden, die in die gDNA-Lösung eingetauchte Spitze 3- bis 5 Mal mit kreisenden Bewegungen am Boden des Röhrchens abstreichen. Die Spitze aus der gDNA-Lösung herausziehen und visuell überprüfen, ob sie bis auf 2 µl gefüllt ist. Wenn die Pipettenspitze zu früh aus der gDNA-Lösung herausgezogen wird oder die Spitze nicht ausreichend abgestrichen wird, um die gDNA-Stränge zu brechen, kann sich ebenfalls eine Blase an der Pipettenspitze bilden, welche darauf hinweist, dass zu wenig Probenmaterial entnommen wurde (Undersampling) (in diesem Fall von vorn beginnen).

HANDHABUNG VON gDNA

- Das Mischen der extrahierten gDNA (nach den Homogenisierungsschritten) erfolgt stets mit einer Pipettenspitze mit weiter Öffnung, um ein Scheren zu vermeiden.
- Die extrahierte gDNA sollte niemals eingefroren oder gevortext werden.
- Bei längerer Lagerung kann die gDNA inhomogen werden.
- Das Pipettieren der extrahierten gDNA für eine genaue Probenahme erfolgt immer mit einer Pipette mit Standardöffnung oder einer Positive-Displacement-Pipette.

MERKMALE HOCHWERTIGER gDNA FÜR BIONANO-MAPPING

- Zwar ist eine klare gDNA-Lösung ideal, doch korreliert eine unklare Lösung nicht immer mit einer schlechten Probenqualität.

- Die gewonnene gDNA in Lösung ist viskos.
- Das Vorliegen von gDNA-Strängen im Megabasen-Größenbereich wird mittels Pulsfeld-Gelelektrophorese (PFGE; pulsed field gel electrophoresis) gemessen.
- Die extrahierte gDNA ist homogen. Dies wird mit dem Qubit-gDNA-Quantifizierungstest mit einem Variationskoeffizienten (CV) von $\leq 0,30$ (empfohlen) gemessen.

VERWENDUNG DES BIONANO PREP SP MAGNETIC RETRIEVER

1. Eine Kunststoffhülle oben an den Seiten festhalten, den Bionano Prep SP Magnetic Retriever in die Hülle einführen und im unteren Bereich der Hülle positionieren.
2. Den ummantelten Retriever in ein 1,5-ml-Protein-LoBind-Mikrozentrifugenröhrchen einführen, damit der ummantelte Retriever die Nanobind Disk magnetisch anziehen kann.
3. Den ummantelten Retriever und die vom Retriever angezogene Disk vorsichtig aus dem Röhrchen herausziehen, dann den ummantelten Retriever so tief in ein frisches 0,5-ml-Protein-LoBind-Mikrozentrifugenröhrchen einführen, dass sich die Disk leicht am Boden des Röhrchens verkeilt.
4. Die Hülle oben an der Seite halten und den Retriever mit einer Hand nach oben ziehen, bis sich die Nanobind Disk von der Hülle löst und im 0,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen zurückbleibt.
5. Die Hülle für jede neue Probe wechseln.

CHARGENGRÖÖE UND LEUKOZYTENZAHL (WBC)

Es wird empfohlen, nicht mehr als 6 Proben auf einmal und bis zu 2 Chargen pro Arbeitstag zu verarbeiten. Ein Messwert von mindestens $\geq 2,5E+9$ Zellen/l ist erforderlich.

ENTSORGUNG VON SONDERMÜLL

Die Puffer Aufschluss-Enhancer, LBP und WP1 enthalten Guanidinhydrochlorid (GuHCl). GuHCl ist gesundheitsschädlich beim Verschlucken oder Einatmen und verursacht Haut- und Augenreizungen. NICHT mit Bleichmittel oder sauren Reagenzien mischen. Flüssige Abfälle, die GuHCl enthalten, müssen mit einem Desinfektionsmittel auf Basis quartärer Ammoniumverbindungen sicher dekontaminiert werden, bevor sie als Gefahrenabfall entsorgt werden. Wir empfehlen, Bleichmittel zur Dekontamination des Pelletüberstands zu verwenden und bei der Dekontamination und Entsorgung der mit GuHCl versetzten Lösungen die örtlichen Umwelt-, Gesundheits- und Sicherheitsvorschriften zu beachten.

Bionano Prep SP-G2 Protokoll zur DNA-Isolierung aus frischem menschlichen Blut

Vorbereitung für die gDNA-Isolierung (30 Minuten)

VOR DER ERSTEN ANWENDUNG

1. Ethanol (100 %) zu den Waschpuffern (WP1 und WP2) hinzufügen und gründlich mischen:
 - a. 6,75 ml Ethanol (100 %) zu Waschpuffer 1 (WP1) hinzufügen, um ein Endvolumen von 11,25 ml zu erhalten.
 - b. 9,00 ml Ethanol (100 %) zu Waschpuffer 2 (WP2) hinzufügen, um ein Endvolumen von 15,00 ml zu erhalten.

EINRICHTUNG

1. Die Materialien bereitlegen und die Geräte überprüfen (siehe Abschnitt „Vom Anwender bereitzustellende Materialien“ oben).
 - a. Pipetten und Spitzen
 - b. Parafilm-Streifen (ca. 2 cm) für HemoCue vorbereiten; Mikroküvetten und [HemoCue-System](#) bereitlegen.
 - c. Eiskübel und Eis
 - d. Sicherstellen, dass die Mikrozentrifuge auf 2.200 x g für 2 Minuten bei Raumtemperatur eingestellt ist.
 - e. Zur Abfallentsorgung Folgendes bereitlegen:
 - Ein konisches 50-ml-Röhrchen mit 5 ml Bleichmittel + 20 ml Wasser; zum Mischen mehrmals umdrehen.
 - Ein konisches 50-ml-Röhrchen für flüssige GuHCl-Abfälle (Entsorgung als Gefahrenabfall gemäß den örtlichen Umwelt-, Gesundheits- und Sicherheitsvorschriften)
 - f. HulaMixer-Probenmischer
 - g. 100 % Isopropanol
 - h. DynaMag-2 Magnetisches Rack
 - i. Bionano Prep SP Magnetic Retriever
 - j. Thermomixer auf 55 °C, 10 Minuten, ohne Schütteln, einstellen.
 - k. Spitze Pinzette
 - l. Ein 2,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen (bei einer Chargengröße von ≤ 3 Proben) oder ein 5,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen (bei einer Chargengröße von 4 bis 6 Proben) für den Lyse- und Aufschlusscocktail-Masternmix beschriften.
2. Die folgenden Reagenzien und Materialien aus dem SP-G2-Kit bereitlegen: Erythrozyten-Lyselösung, Zellpuffer, DNA Stabilizer, Aufschluss-Enhancer, DE Detergenz, Ultrareines Wasser, Nanobind-Disk, Mikrozentrifugenröhrchen, Hülle, LBP, WP1, WP2 und EP.

- a. Für jede Probe 50 µl Stabilisierungspuffer durch Mischen von 49 µl Zellpuffer mit 1 µl DNA Stabilizer vorbereiten. Mit der Anzahl der Anwendungen multiplizieren, wenn die Chargengröße mehr als 1 beträgt. Zum Mischen vortexen und auf Eis legen.
 - b. Für jede Probe ein 0,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen und ein 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen (Bionano) beschriften. Das/die 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen auf Eis legen.
 - c. Für jede Probe ein 2,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen (Bionano) für den gDNA-Homogenisierungsschritt beschriften. In ein Rack stellen (bei Raumtemperatur).
3. Den Lyse- und Aufschlusscocktail-Mastermix in einem 2,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen (bei einer Chargengröße von ≤ 3 Proben) oder in einem 5,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen (bei einer Chargengröße von 4 bis 6 Proben) vorbereiten. Den Mastermix entsprechend der in **Tabelle 1** aufgeführten Zugabe-Reihenfolge der Komponenten herstellen. Das Röhrchen verschließen, zum Mischen 15 Mal umdrehen und in ein Rack stellen (bei Raumtemperatur).

Hinweis: Nicht vortexen. Die TLPK noch nicht in den Cocktail-Mastermix geben.

Tabelle 1. Arbeitsblatt für die Vorbereitung des Lyse- und Aufschlusscocktail-Mastermixes

Mastermix-Komponente	Menge der Mastermix-Komponente (µl)	Anzahl Proben	Mastermix-Überschuss	Gesamtvolumen der Mastermix-Komponente = Volumen der Mastermix-Komponente x Anzahl der Proben x Mastermix-Überschuss	Reihenfolge der Hinzufügung
Aufschluss-Enhancer	270		1,2		1
Nuklease-freies Wasser	66,25		1,2		2
LBP*	80		1,2		3
DE Detergenz*	3,75		1,2		4
TLPK**	10		1,2		5
Summe Volumen	430				

*LBP und DE Detergenz wegen der hohen Viskosität und der Gefahr von Blasenbildung langsam pipettieren.

**Unmittelbar vor der Verwendung in Schritt 14 (Abschnitt gDNA-Isolierung) hinzufügen.

gDNA-Isolierung (bis zu 3 Stunden)

BLUT MISCHEN/ZÄHLEN/ALIQOTIEREN, ERYTHROZYTEN-LYSELÖSUNG HINZUFÜGEN, LEUKOZYTEN (WBC) PELLETIEREN UND ÜBERSTAND VERWERFEN

Empfohlene einzusetzende Zellzahl: 1,5E+06 WBCs

1. Für jede Probe ein Röhrchen Blut aus der Lagerung bei 4 °C nehmen (maximal 6 Röhrchen pro Charge) und 10 Minuten sorgfältig bei Raumtemperatur im Schüttler mischen, um eine gute Homogenität zu gewährleisten.
2. Den Schüttler nach 10 Minuten ausschalten.
3. Verarbeitung einer Probe nach der anderen bei einer Chargengröße von maximal 6 Proben:
 - a. Das Blutentnahmeröhrchen aus dem Schüttler nehmen. Das Röhrchen zum Mischen 2 Mal manuell umdrehen und sofort 20 µl auf ein Stück Parafilm geben; zur Messung der WBCs eine HemoCue-Küvette verwenden. Die Kappe des Entnahmeröhrchens vorsichtig aufsetzen und es in ein Rack stellen.
 - b. Die Proben-ID und den HemoCue-Messwert (in E+03 Zellen/µl) in **Tabelle 2** eintragen.
Hinweis: Wenn die WBC-Konzentration in der Blutprobe zu hoch ist (> 30E+09 Zellen/l) und außerhalb des Nachweisbereichs liegt, zeigt das HemoCue-Gerät „HHH“ an. Normalerweise können Blutproben, welche eine HemoCue-Konzentration von „HHH“ ergeben, in Zellpuffer verdünnt und dann zur akkuraten Bestimmung der WBC-Konzentration erneut gezählt werden (siehe unten).
 - i. Die Blutprobe zum Mischen 10 Mal umdrehen. Die Probe 1 Sekunde herunterzentrifugieren, um auch Material, welches möglicherweise am Deckel des Mikrozentrifugenröhrchens anhaftet, zu sammeln. Die Probe auf Eis legen.
 - ii. 25 µl der Blutproben sofort in ein 1,5-ml-Röhrchen mit 75 µl Zellpuffer übertragen (um eine 1:4-Verdünnung der Blutprobe herzustellen).
 - iii. Das gesamte Volumen 10 Mal vorsichtig mit einer Pipette mit einer 200-µl-Spitze mit Standardöffnung mischen. 2 Sekunden herunterzentrifugieren.
 - iv. Sofort 20 µl auf Parafilm pipettieren und die WBC-Zahl mittels HemoCue-Küvette bestimmen.
 - v. Die folgenden Berechnungen durchführen und die Werte in **Tabelle 2** eintragen.
 - HemoCue-Messwert = WBC-Zahl (nach Zellpufferverdünnung) x DF (= 4)
 - c. Für jede Probe die folgenden Berechnungen durchführen und die Werte in **Tabelle 2** eintragen.
 - Transfervolumen (µl) = 1,5E+06 Zellen ÷ HemoCue-Messwert in E+03 Zellen/µl
 - Volumen der Erythrozyten-Lyselösung (µl) = Transfervolumen x 3 (µl)
 - Entnahmegesamtes Volumen 1 (µl) = Erythrozyten-Lysevolumen (µl)
 - Entnahmegesamtes Volumen 2 (µl) = Transfervolumen - 40 µl; oder
 - Bei Aufteilung des Blutes auf zwei 1,5-ml-Röhrchen für die Erythrozyten-Lyseschritte aufgrund eines niedrigen HemoCue-Messwerts ($\leq 2,5E+09$ Zellen/l): Entnahmegesamtes Volumen 2 (µl) = Transfervolumen - 10 µl

Hinweis: Der HemoCue gibt die Werte in E+09 Zellen/l an, doch die Berechnung basiert auf E+03 Zellen/µl, um 1,5E+06 WBCs in ein vorgekühltes 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen zu übertragen.

Beispiel für Probenberechnungen:

- i. **Ein einzelnes 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen verwenden, wenn der HemoCue-Messwert $\geq 5,0E+09$ Zellen/l ($5,0E+03$ Zellen/µl) beträgt. Zum Beispiel: HemoCue-Messwert = $7,5E+09$ Zellen/l ($7,5E+03$ Zellen/µl)**

- Transfervolumen (µl) = $1,5E+06 \text{ Zellen} \div 7,5E+03 \text{ Zellen}/\mu\text{l} = 200 \mu\text{l}$
 - Volumen der Erythrozyten-Lyselösung (µl) = $200 \mu\text{l} \times 3 = 600 \mu\text{l}$
 - Entnahmevolumen 1 (µl) = Volumen der Erythrozyten-Lyselösung = $600 \mu\text{l}$
 - Entnahmevolumen 2 (µl) = Transfervolumen - $40 \mu\text{l} = 160 \mu\text{l}$
- ii. **Zwei 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen verwenden, wenn $2,0E+09 \text{ Zellen/l} \leq \text{HemoCue-Messwert} < 5,0E+09 \text{ Zellen/l}$. Zum Beispiel: HemoCue-Messwert = $2,0E+09 \text{ Zellen/l}$ ($2,0E+03 \text{ Zellen}/\mu\text{l}$)**
- Transfervolumen (µl) = $1,5E+06 \text{ Zellen} \div 2,0E+03 \text{ Zellen}/\mu\text{l} = 750 \mu\text{l}$
 - $375 \mu\text{l}$ in jedes der 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen übertragen.
 - Volumen der Erythrozyten-Lyselösung (µl) für jedes Röhrchen = $375 \mu\text{l} \times 3 = 1.125 \mu\text{l}$
 - Entnahmevolumen 1 (µl) = Volumen der Erythrozyten-Lyselösung = $1.125 \mu\text{l}$
 - Entnahmevolumen 2 (µl) = Transfervolumen - $10 \mu\text{l} = 365 \mu\text{l}$

Tabelle 2. Arbeitsblatt Frische Blutprobe

Proben-ID	HemoCue-Messwert *	Transfervolumen	Volumen der Erythrozyten-Lyselösung	Bei HemoCue-Messwert $\geq 5,0E+09 \text{ Zellen/l}$ (ein 1,5-ml-Röhrchen für die Erythrozyten-Lyse)		Wenn $2,0E+09 \text{ Zellen/l} \leq \text{HemoCue-Messwert} < 5,0E+09 \text{ Zellen/l}$ (zwei 1,5-ml-Röhrchen für die Erythrozyten-Lyse)	
	($E+03 \text{ Zellen}/\mu\text{l}$)	($1,5 E+06 \text{ Zellen} \div \text{HemoCue-Messwert}$)		Entnahmevolumen 1 = Volumen der Erythrozyten-Lyselösung	Entnahmevolumen 2 = Transfervolumen - $40 \mu\text{l}$	Entnahmevolumen 1 = Volumen der Erythrozyten-Lyselösung	Entnahmevolumen 2 = Transfervolumen - $10 \mu\text{l}$
		µl	µl	µl	µl	µl	µl
		µl	µl	µl	µl	µl	µl
		µl	µl	µl	µl	µl	µl
		µl	µl	µl	µl	µl	µl
		µl	µl	µl	µl	µl	µl
		µl	µl	µl	µl	µl	µl

*Mit DF (= 4) multiplizieren, wenn aufgrund einer hohen WBC-Zahl Zellpuffer zur Verdünnung der Blutprobe verwendet wird (HemoCue zeigt HHH an, gDNA-Isolierungsschritt 3.b).

4. Verarbeitung von jeweils nur einer Probe:
- a. Das Blutentnahmeröhrchen aus dem Schüttler nehmen. Sicherstellen, dass die Kappe des Blutentnahmeröhrchens aufgesetzt ist. Zum Mischen 5 Mal umdrehen.

- b. Das berechnete [Transfervolumen] in das zuvor beschriftete, vorgekühlte 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen übertragen. Das Röhrchen verschließen und auf Eis legen. Zwischen den Proben die Spitzen wechseln.

Hinweis: Das typische Transfervolumen für eine gesunde Person liegt zwischen 200 und 600 µl. Wenn das Transfervolumen > 750 µl ist, das Transfervolumen auf zwei 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen aufteilen.

5. Zu jeder Probe das in **Tabelle 2** berechnete [Volumen der Erythrozyten-Lyselösung] hinzufügen. Das Röhrchen verschließen und bei Raumtemperatur aufbewahren.
6. Die Probe zum Mischen 10 Mal umdrehen. Die Probe 5 Minuten bei Raumtemperatur inkubieren.
7. Nach der Inkubation die Probe zum Mischen 10 Mal umdrehen.
8. Die homogene Probe 2 Minuten bei 2.200 x g bei Raumtemperatur zentrifugieren.

Hinweis: Es ist hilfreich, das Scharnier des Röhrchens an der Außenkante der Zentrifuge auszurichten, damit das Pellet immer auf derselben Seite positioniert ist.

9. Während der Zentrifugation zur WBC-Pelletierung die TLPK aus der Lagerung bei -20 °C nehmen und auf Eis legen. Nicht verwendetes Blut in den Bleichmittel-Abfallbehälter entsorgen und das leere Röhrchen mit dem Aliquot in den Beutel für Gefahrenabfall geben.
10. Die Probe nach dem Zentrifugieren aus der Zentrifuge herausnehmen. Den Boden des Röhrchens betrachten, um das WBC-Pellet zu lokalisieren, und seine Position notieren. Die Probe auf Eis legen.
11. Nach der Zentrifugation den Überstand wie folgt aus jedem Probenröhrchen entfernen:
- a. Mit einer extralangen 1.000-µl-Filter-Pipettenspitze aus jedem Röhrchen das Überstandsvolumen entsprechend Entnahmevermögen 1 [Volumen der Erythrozyten-Lyselösung] entfernen (die Flüssigkeit von oben abnehmen). Den Überstand in das Röhrchen mit Bleichmittel entsorgen. Das Röhrchen verschließen und auf Eis legen. Das verbleibende Überstandsvolumen sollte das [Transfervolumen] sein.
- Hinweis:** Wenn das Entnahmevermögen 1 > 1.000 µl ist, die Spitzen zwischen den Durchgängen wechseln.
- b. Mit einer P200 das Überstandsvolumen entsprechend [Entnahmevermögen 2] aus jedem Röhrchen entnehmen. Vom Meniskus der Lösung aspirieren, jedoch ohne das Pellet zu bewegen. Den Überstand in das Röhrchen mit Bleichmittel entsorgen. Das Röhrchen verschließen und auf Eis legen. Nach Entnahme des Überstands sollten etwa 40 µl (oder 10 µl bei zwei 1,5-ml-Röhrchen) Überstand mit dem WBC-Pellet übrigbleiben.

Hinweis: Wenn das Entnahmevermögen 2 > 200 µl ist, zwischen den Durchgängen die Spitzen wechseln.

WBCS RESUSPENDIEREN/LYSIEREN/AUFSCHLIEßEN UND THERMOLABILE PROTEINASE K INAKTIVIEREN.

12. Zu jeder Probe 20 µl kalten Stabilisierungspuffer oben auf die ca. 40 µl (oder ca. 10 µl bei zwei 1,5-ml-Röhrchen), bestehend aus Überstand und WBC-Pellet, hinzufügen.

13. Bei einer Probe nach der anderen das Pellet mit einer Pipettenspitze mit 200- μ l-Standardöffnung 3- bis 5 Mal vorsichtig kreisförmig abstreichen, um es in die Lösung zu bringen. Anschließend unter Verwendung derselben Spitze die Probe 5 Mal langsam mit der Pipette mischen, um das Pellet zu resuspendieren. Die Probe auf Eis legen. Zwischen den Proben die Spitzen wechseln.

Hinweis: Das gesamte Probenvolumen in die Spitze aufziehen und das Röhrchen während des Mischens einer Sichtprüfung unterziehen, um sicherzustellen, dass das Pellet während des Mischens vollständig resuspendiert wird. Ziel ist, dass am Ende des Mischvorgangs kein Pellet mehr an den Röhrchenwänden zu sehen ist. Blasenbildung vermeiden.

14. Das TLPK-Röhrchen 3 Mal hin-und herschwenken („schnippen“) und 2 Sekunden zentrifugieren. Um den kompletten Lyse- und Aufschlusscocktail-Mastermix herzustellen, das für die Chargengröße in **Tabelle 1** berechnete TLPK-Volumen zum Lyse- und Aufschlusscocktail-Mastermix hinzufügen. Den Mastermix verschließen, zum Mischen 15 Mal umdrehen und zurück in das Rack stellen (bei Raumtemperatur). TLPK auf Eis legen.

Hinweis: Nicht vortexen. Ab diesem Schritt wird die Probe bei Raumtemperatur weiterverarbeitet.

15. 430 μ l des kompletten Lyse- und Aufschlusscocktail-Mastermixes zu jeder Probe hinzufügen. Das Röhrchen verschließen. Zwischen den Proben die Spitzen wechseln.

16. Jede Probe zum Mischen 15 Mal umdrehen.

17. Die Probe auf dem HulaMixer 15 Minuten bei Raumtemperatur mit einer Geschwindigkeit von 10 RPM drehen; Schütteln oder Vibration vermeiden.

18. Die TLPK während der Rotation zurück in die Lagerung bei -20 °C stellen. Verbleibenden unbenutzten Lyse- und Aufschlusscocktail-Mastermix (mit TLPK) in das für GuHCl-Flüssigabfälle vorgesehene konische 50-ml-Röhrchen mit Bleichmittel entsorgen. Das konische Bleichmittel-Röhrchen mit Wasser auf 50 ml auffüllen, verschließen, umdrehen (mischen) und den Inhalt im Spülbecken entsorgen.

19. Die Probe vom HulaMixer nehmen und 2 Sekunden herunterzentrifugieren.

20. Die Probe 10 Minuten in einem auf 55 °C eingestellten Thermomixer ohne Schütteln inkubieren.

21. Die Probe aus dem Thermomixer nehmen und den Thermomixer ausschalten.

gDNA BINDEN, WASCHEN UND ELUIEREN

22. Mit einer spitzen Pinzette vorsichtig eine einzelne 4-mm-Nanobind Disk in das Lysat einsetzen.

Hinweis: Die Disks können manchmal zusammenkleben.

23. Zu jeder Probe 480 μ l Isopropanol (100 %) hinzufügen. Das Röhrchen verschließen.

24. Jede Probe zum Mischen 5 Mal umdrehen.

25. Die Probe auf dem HulaMixer 15 Minuten bei Raumtemperatur mit einer Geschwindigkeit von 10 RPM rotieren; Schütteln oder Vibration vermeiden.

Hinweis: Darauf achten, dass die Nanobind Disk bei den ersten Umdrehungen nicht im Deckel des Röhrchens haften bleibt. In diesem Fall den HulaMixer ausschalten und das Mikrozentrifugenröhrchen umdrehen, bis die

Nanobind Disk zurück in die Lösung gleitet. Das Röhrchen wieder in den HulaMixer einsetzen und den Mischvorgang fortsetzen.

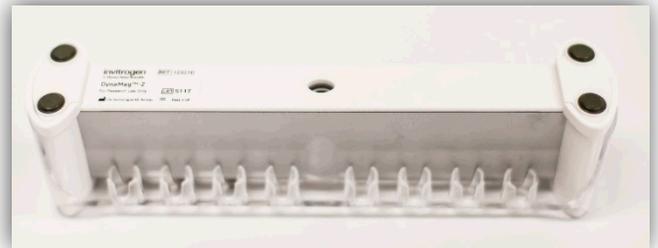
26. Die Probe aus dem HulaMixer herausnehmen.

27. Das durchsichtige Dynamag-Rack mit der Magnetbasis zusammenfügen (wie unten beschrieben) und sicherstellen, dass die Nanobind-Disk etwa auf Höhe des Flüssigkeitsspiegels durch den Magneten gehalten ist. Ansonsten das Rack erneut positionieren (siehe [Schulungsvideo](#), 0:50).

- a. Das durchsichtige Dynamag-Rack umdrehen und auf den Kopf stellen, sodass die Probendeckel die Arbeitsfläche berühren. Alle Röhrchen müssen sich in derselben Reihe des Racks befinden, und zwar in der Reihe, welche am weitesten vom Anwender entfernt ist.



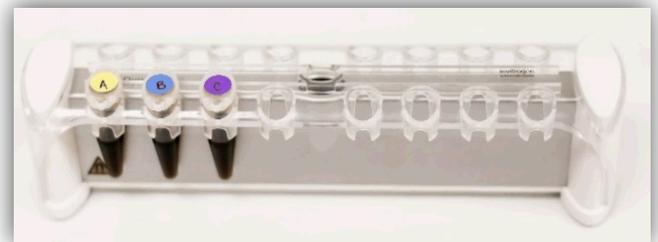
- b. Die Dynamag-Magnetbasis umdrehen und auf das leere Rack stecken.



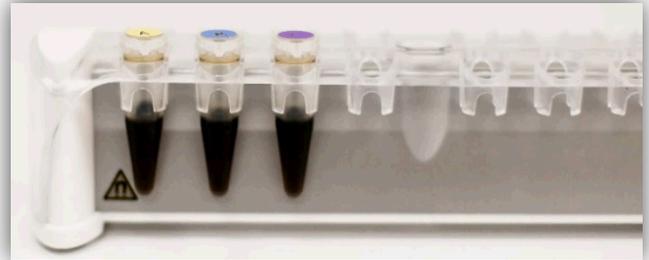
- c. Das mit der Magnetbasis zusammengefügte Rack langsam um 90° im Uhrzeigersinn drehen, während es weiterhin auf der Oberfläche liegt. Die Röhrchen befinden sich nun horizontaler Position und sind für den Anwender sichtbar.



- d. Das mit der Magnetbasis zusammengefügte Rack langsam um weitere 90° im Uhrzeigersinn drehen, während es weiterhin auf der Oberfläche bleibt (nicht anheben), sodass es nun aufrecht steht und die Röhrchen nach vorn weisen.



- e. Darauf achten, dass die Nanobind Disk auf Höhe des oberen Flüssigkeitsspiegels vom Magneten gehalten wird.



28. Eine P1000-Pipette auf 1.000 µl und eine zweite P1000 auf 700 µl einstellen.
29. Den Überstand wie unten beschrieben entfernen. Dabei darauf achten, die gDNA nicht abzusaugen; die Spitzen zwischen den Proben wechseln (siehe [Schulungsvideo](#), 1:15):
- Das gesamte Rack mit einer Hand in einem Winkel von 45° halten (das gesamte Konstrukt von unten fassen, sodass die Röhrrchen sichtbar sind und die Deckel zur anderen Hand des Anwenders zeigen).
 - 2 Sekunden warten, bis sich die gDNA auf die Nanobind Disk angelegt hat.
 - Vorsichtig die gesamte Flüssigkeit mit einer extralangen Spitze (1.000 µl) entnehmen. Diese weg von der Nanobind Disk und/oder der gDNA ausrichten, um eine Trennung der DNA von der Disk zu vermeiden.
 - Den Überstand in das für GuHCl-Flüssigabfälle vorgesehenen konische 50-ml-Röhrrchen geben.

⚠ Vor dem Verwerfen mittels Sichtprüfung der Spitze mit dem Puffer sicherstellen, dass die gDNA nicht entfernt wurde. Wenn gDNA versehentlich abgesaugt wird oder sich von der Disk löst, lesen Sie die *Bionano Prep SP-G2 and DLS-G2 Kit Troubleshooting Guide* (CG-30608).

30. Wasch-Schritt mit WP1 durchführen:
- 700 µl des Puffers WP1 in das Röhrrchen geben und das Röhrrchen verschließen.
 - Das durchsichtige Rack vom Dynamag-Rack-Halter trennen und die Proben in den HulaMixer überführen.
 - Die Proben 1 Minute auf dem HulaMixer mit einer Geschwindigkeit von 10 RPM rotieren; Schütteln oder Vibration vermeiden.
- Hinweis:** Die Nanobind Disk kann an den Röhrrchenwänden, am Röhrrchendeckel oder am Boden des Röhrrchens hängen bleiben. Wenn die Nanobind Disk an irgendeiner Stelle im Röhrrchen hängen bleibt, die Rotation des HulaMixers nicht anhalten oder eingreifen. Dies ist normal.
- Die Proben vom HulaMixer nehmen.
Die Proben in das durchsichtige Dynamag-Rack stellen. Das durchsichtige Dynamag-Rack umdrehen und vorsichtig so lange schütteln, bis sich die Nanobind Disks in allen Proben komplett vom Röhrrchen gelöst haben.

- e. Das durchsichtige Rack mit den Proben und die Magnetbasis zusammenfügen (siehe Schritt 27a bis 27e).
- f. Den Überstand entfernen (siehe Schritt 29).

 Vor dem Verwerfen mittels Sichtprüfung der Spitze mit dem Puffer sicherstellen, dass die gDNA nicht abgesaugt wurde. Wenn gDNA versehentlich abgesaugt wird oder sich von der Disk löst, lesen Sie die *Bionano Prep SP-G2 and DLS-G2 Kit Troubleshooting Guide* (CG-30608).

31. Die zweite Pipette auf 500 µl einstellen (vormals auf 700 µl).

32. Wasch-Schritt mit WP2 durchführen:

- a. 500 µl des Puffers WP2 in das Röhrchen geben und das Röhrchen verschließen.
- b. Das durchsichtige Rack vom Dynamag-Rack-Halter trennen und die Proben auf den HulaMixer überführen.
- c. Die Proben 1 Minute auf dem HulaMixer mit einer Geschwindigkeit von 10 RPM rotieren; Schütteln oder Vibration vermeiden.

Hinweis: Die Nanobind Disk kann an den Röhrchenwänden, am Röhrchendeckel oder am Boden des Röhrchens hängen bleiben. Wenn die Nanobind Disk an irgendeiner Stelle im Röhrchen hängen bleibt, den HulaMixer nicht anhalten bzw. nicht eingreifen. Dies ist normal.

- d. Die Proben vom HulaMixer nehmen.
- e. Die Proben in das durchsichtige Dynamag-Rack stellen. Das durchsichtige Dynamag-Rack umdrehen und vorsichtig schütteln, bis sich die Nanobind Disks in allen Proben komplett vom Röhrchen gelöst haben.
- f. Das durchsichtige Rack mit den Proben und die Magnetbasis zusammenfügen (siehe Schritt 27a bis e).

 Vor dem Verwerfen mittels Sichtprüfung der Spitze mit dem Puffer sicherstellen, dass die gDNA nicht abgesaugt wurde. Wenn gDNA versehentlich abgesaugt wird oder sich von der Disk löst, lesen Sie die *Bionano Prep SP-G2 and DLS-G2 Kit Troubleshooting Guide* (CG-30608).

33. Wasch-Schritt mit WP2 wiederholen (Schritt 32).

34. Nach Entfernen des zweiten WP2-Überstands die Proben mit geöffnetem Deckel in das Rack, in welchem sich die zuvor beschrifteten 0,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen befinden, überführen.

35. Den Bionano Prep SP Magnetic Retriever in eine saubere Magnetic Retriever Kunststoffhülle einführen, bis er vollständig mit dem Boden der Hülle in Kontakt kommt. Die Hüllen zwischen den Proben wechseln.

36. Den umhüllten Bionano Prep SP Magnetic Retriever in das 1,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen einführen und an die Nanobind Disk halten, bis sie magnetisch angezogen wird. Den umhüllten Bionano Prep SP Magnetic Retriever so halten, dass er in vollem Kontakt mit dem Boden der Hülle bleibt und die Nanobind Disk magnetisch festgehalten wird.

37. Den umhüllten Retriever mit der daran gebundenen Disk vorsichtig aus dem Röhrchen herausziehen und in ein 0,5-ml-Protein-LoBind-Mikrozentrifugenröhrchen einführen, bis die Disk leicht am Boden des Röhrchens verkeilt ist.

Hinweis: Die Hülle zwischen den Proben wechseln.

ELUIEREN DER gDNA

38. 65 µl EP in das 0,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchen mit der Nanobind Disk geben und das Röhrchen verschließen.
39. Das Röhrchen 5 Sekunden in der Benchtop-Mikrozentrifuge zentrifugieren.
40. Die Nanobind Disk mit einer 10-µl-Standardspitze vorsichtig so weit in Richtung des Röhrchenbodens schieben, bis sie vollständig in die Flüssigkeit eingetaucht ist. Die Disk sollte parallel zur Tischoberfläche bleiben (siehe Schulungsvideo).
41. Die eingetauchte Nanobind Disk 20 Minuten bei Raumtemperatur in EP inkubieren.
42. Die extrahierte gDNA sammeln. Dazu das Eluat mit einer 200-µl-Standardspitze in das beschriftete 2,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen überführen.
43. Das Röhrchen mit der Nanobind Disk in der Tisch-Mikrozentrifuge 5 Sekunden zentrifugieren, um das restliche Eluat von der Nanobind Disk zu trennen.
44. Das restliche Eluat, welches viskose gDNA enthält, mit einer 200-µl-Standardspitze in dasselbe beschriftete 2,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen überführen.

Hinweis: Während des Zentrifugierens löst sich fast die gesamte viskose gDNA von der Nanobind Disk ab. Wenn viskose gDNA zwischen der Disk und dem Boden des 0,5-ml-Protein-LoBind-Röhrchens hängen geblieben ist, 1 bis 2 weitere Male herunterzentrifugieren.

45. Die Proben 2 Sekunden herunterzentrifugieren.

Homogenisierung der gDNA-Lösung (70 Minuten)

gDNA-HOMOGENISIERUNG

46. Langsam das gesamte gDNA-Volumen mit einer Pipette mit 200-µl-Standardspitze aufziehen und dann die gDNA vorsichtig wieder abpipettieren. Blasenbildung vermeiden.

Diesen Vorgang 3 Mal wiederholen (insgesamt 4 Mal Auf- und Abpipettieren)
(1 x Auf- und Abpipettieren = 1 Aufziehen + 1 Abgeben).

Hinweis: Wenn die gDNA-Aufnahme aufgrund der hohen Viskosität ins Stocken gerät, kann es erforderlich sein, vorsichtig zu rühren und dabei den Pipettenknopf langsam loszulassen, um die gDNA zu entnehmen.

47. Ein Standard-2,0-ml-Mikrozentrifugenröhrchen mit gDNA in das Rack des HulaMixer Probenmischers stellen und bei Raumtemperatur 1 Stunde mit einer Geschwindigkeit von 15 RPM rotieren lassen.

Hinweis: Bei den ersten Umdrehungen darauf achten, dass die gDNA vom Boden des

Mikrozentrifugenröhrchens in den Deckel des Röhrchens gelangt und sich während der Umdrehungen dort befindet. Wenn die DNA-Lösung während der ersten Umdrehungen am Boden des Röhrchens verbleibt, den HulaMixer ausschalten und das Rack so positionieren, dass das Mikrozentrifugenröhrchen auf dem Kopf steht. Den Boden des Mikrozentrifugenröhrchens vorsichtig hin- und herschwenken, bis die gDNA in den Deckel gelangt. Dann das Rotieren auf dem HulaMixer fortsetzen.

48. Das Mikrozentrifugenröhrchen aus dem Rack des HulaMixers nehmen und die gDNA 2 Sekunden in der Benchtop-Mikrozentrifuge herunterzentrifugieren.

49. Die gDNA über Nacht bei Raumtemperatur (25 °C) äquilibrieren lassen, um sie zu homogenisieren.

Hinweis: Die meisten Proben können am nächsten Tag oder innerhalb von 48 Stunden nach der gDNA-Isolierung unter Verwendung des *Bionano Prep DLS-G2-Protokoll (CG-30553-2)* fluoreszenzmarkiert werden.

gDNA-Quantifizierung (45 Minuten)

QUBIT-QUANTIFIZIERUNG - BR dsDNA-ASSAY

Einzelheiten zum Kit sind dem Benutzerhandbuch für das Qubit-dsDNA-BR-Assay-Kit zu entnehmen. Um ein genaues Pipettieren von viskoser gDNA sicherzustellen, die unter „Pipettieren viskOser gDNA“ beschriebenen Methoden beachten.

1. Die Qubit-BR-Assay-Kit-Standards bei Raumtemperatur äquilibrieren lassen.

Hinweis: Wenn die gDNA bei 4 °C gelagert wurde, muss sie bei Raumtemperatur herunterzentrifugiert und äquilibriert werden, bevor mit dem nächsten Schritt fortgefahren werden kann.

2. Qubit-BR-Puffer in die 0,5-ml-Qubit-Röhrchen geben:

a. Für jede Probe je 18 µl Qubit-BR-Puffer in 3 separate Qubit-Röhrchen geben.

b. Für die Qubit-Standards je 10 µl Qubit BR-Puffer in zwei separate Qubit-Röhrchen geben.

3. Das gesamte gDNA-Probenvolumen mit einer 200-µl-Pipettenspitze mit weiter Öffnung vorsichtig durch 5 maliges Auf- und Abpipettieren mischen. Darauf achten, dass keine Blasen entstehen.

4. Für jede Entnahme eine frische Standard-Pipettenspitze oder einer Positive-Displacement-Pipettenspitze verwenden:

2-µl-Aliquots von der linken Seite, der Mitte und der rechten Seite jeder Probe entnehmen und in den BR-Puffer des entsprechenden Qubit-Röhrchens pipettieren; die Spitze beim Pipettieren spülen (auf- und abpipettieren). Die Röhrchen in einem schwimmenden Rack platzieren und 10 zehn Minuten lang sonifizieren. Schritte 5 und 6 während der Sonifizierung durchführen.

Hinweis: Wenn kein Ultraschallbad zur Verfügung steht, mindestens 30 Sekunden mit maximaler

Geschwindigkeit vortexen und dann kurz für 2 Sekunden herunterzentrifugieren.

5. Die Arbeitslösung vorbereiten. Dazu das Farbstoff-Assay-Reagenz in BR Dilution-Puffer (1:200) verdünnen:
 - a. 200 µl Arbeitslösung für jeden der beiden Standards (insgesamt 400 µl).
 - b. 200 µl Arbeitslösung für jedes Probenaliquot (insgesamt 600 µl für jede Probe).
6. Für die Qubit-DNA-Standards 10 µl der Standards 1 und 2 in die Röhrchen mit BR-Puffer aus Schritt 2b geben.
7. Am Ende der Sonifizierung die Röhrchen entnehmen und kurz zentrifugieren. Die Röhrchen 5 Sekunden bei maximaler Geschwindigkeit vortexen und dann erneut herunterzentrifugieren.
8. 180 µl Arbeitslösung zu jedem sonifizierten DNA-Aliquot und Qubit-DNA-Standard-Aliquot hinzufügen. 5 Sekunden vortexen und herunterzentrifugieren.
9. Die Proben mindestens 2 Minuten inkubieren und dann mit dem Qubit-Fluorometer ablesen. Die Werte in nachstehende **Tabelle 3** eintragen.
10. Den CV = Standardabweichung/Mittelwert für jede Probe berechnen und in die nachstehende **Tabelle 3** eintragen.

Hinweis: Wenn der CV > 0,30 ist, das gesamte gDNA-Volumen vorsichtig durch 5 maliges Auf- und Abpipettieren (1 x Auf- und Abpipettieren = 1 x Aufpipettieren + 1 x Abpipettieren) **unter Verwendung einer Spitze mit weiter Öffnung** mischen. Die gDNA über Nacht bei Raumtemperatur ruhen lassen, bevor am nächsten Tag die Quantifizierung wiederholt und die DLS-Fluoreszenzmarkierung durchgeführt wird. Typische DNA-Konzentrationen liegen zwischen 45–90 ng/µl.

Tabelle 3. Arbeitsblatt zur gDNA-Quantifizierung (BR dsDNA)

Proben-ID	Links (ng/µl)	Mitte (ng/µl)	Rechts (ng/µl)	CV (Std.-Abw./Mittelwert)

FLUORESZENZMARKIERUNG

Die gDNA-Proben stehen innerhalb von 48 Stunden nach der Isolierung für die Direct Label and Stain (DLS)-Fluoreszenzmarkierung bereit. Siehe „Sample Preparation Kits“ unter <https://bionano.com/support/>.

Technische Unterstützung

Für Unterstützung bei technischen Fragen wenden Sie sich bitte an den technischen Support von Bionano.

Materialien zu Bionano-Produkten, Sicherheitsdatenblätter, Analysezertifikate, häufig gestellte Fragen und andere Unterlagen können Sie auf der Support-Website einsehen oder per E-Mail oder Telefon anfordern.

ART	KONTAKT
E-Mail	support@bionano.com
Telefon	Betriebszeiten: Montag bis Freitag, 9:00 bis 17:00 Uhr, PST USA: +1 (858) 888-7663
Website	www.bionano.com/support
Adresse	Bionano, Inc. 9540 Towne Centre Drive, Suite 100 San Diego, CA 92121

Rechtsvermerk

Nur zu Forschungszwecken. Nicht zur Verwendung in Diagnoseverfahren.

Dieses Material ist durch das US-amerikanische Urheberrecht und internationale Verträge geschützt. Die unbefugte Verwendung dieses Materials ist untersagt. Kein Teil dieses Dokuments darf ohne die ausdrückliche vorherige schriftliche Genehmigung von Bionano Genomics kopiert, vervielfältigt, verteilt, übersetzt, durch Reverse-Engineering bearbeitet oder in irgendeiner Form oder durch irgendein Medium oder mit irgendwelchen Mitteln, unabhängig davon, ob sie derzeit bereits bekannt sind oder nicht, übertragen werden. Das Kopieren umfasst laut Gesetz die Übersetzung in eine andere Sprache oder ein anderes Format. Die in diesem Dokument enthaltenen technischen Daten sind für die nach US-Gesetz zulässigen Endbestimmungsorte vorgesehen. Das in Umlauf bringen unter Verletzung der US-amerikanischen Gesetze ist untersagt. Dieses Dokument enthält die neuesten Informationen, die zum Zeitpunkt der Veröffentlichung verfügbar waren. Aufgrund ständiger Bemühungen zur Verbesserung des Produkts können technische Änderungen auftreten, die in diesem Dokument nicht berücksichtigt wurden. Bionano Genomics behält sich das Recht vor, jederzeit und ohne vorherige Ankündigung Änderungen der Spezifikationen und anderer Informationen in dieser Veröffentlichung vorzunehmen. Bitte wenden Sie sich an den Bionano Genomics-Kundensupport, um die neuesten Informationen zu erhalten.

BIONANO GENOMICS LEHNT JEGLICHE AUSDRÜCKLICHE ODER STILLSCHWEIGENDE GEWÄHRLEISTUNG IN BEZUG AUF DIESES DOKUMENT AB, EINSCHLIESSLICH, ABER NICHT BESCHRÄNKT AUF DIE MARKTGÄNGIGKEIT ODER EIGNUNG FÜR EINEN BESTIMMTEN ZWECK. SOWEIT GESETZLICH ZULÄSSIG, HAFTET BIONANO GENOMICS IN KEINEM FALL, WEDER VERTRAGLICH, NOCH AUFGRUND UNERLAUBTER HANDLUNGEN, NOCH UNTER EINER GEWÄHRLEISTUNG, NOCH UNTER EINEM GESETZ ODER AUF EINER ANDEREN GRUNDLAGE FÜR BESONDERE, ZUFÄLLIGE ODER INDIRECTE SCHÄDEN, STRAFSCHADENERSATZ, MEHRFACHE ODER FOLGESCHÄDEN IN VERBINDUNG MIT ODER AUFGRUND DIESES DOKUMENTS, INSBESONDERE BEZÜGLICH DESSEN VERWENDUNG, UNABHÄNGIG DAVON, OB DIESE VORHERSEHBAR WAREN ODER NICHT UND UNABHÄNGIG DAVON, OB BIONANO GENOMICS DIE MÖGLICHKEIT SOLCHER SCHÄDEN BEKANNT WAR ODER NICHT.

Patente

Die Produkte von Bionano Genomics® können durch ein oder mehrere US-amerikanische oder ausländische Patente geschützt sein.

Marken

Das Bionano Genomics-Logo und die Namen der Produkte oder Dienstleistungen von Bionano Genomics sind eingetragene Marken oder Warenzeichen von Bionano Genomics in den USA und bestimmten anderen Ländern.

Bionano™, Bionano Genomics®, Saphyr®, Saphyr Chip®, Bionano Access™, und Bionano EnFocus™ sind eingetragene Marken von Bionano Genomics, Inc. Alle anderen Marken sind das alleinige Eigentum ihrer jeweiligen Rechteinhaber.

Es wird keine Lizenz zur Verwendung von Marken von Bionano Genomics erteilt oder impliziert. Den Anwendern ist es nicht gestattet, diese Marken ohne die vorherige schriftliche Zustimmung von Bionano Genomics zu verwenden. Die Verwendung dieser Marken oder anderer Materialien, außer wie hierin erlaubt, ist ausdrücklich verboten und kann gegen Bundesgesetze oder andere geltende Gesetze verstoßen.

© Copyright 2023 Bionano Genomics, Inc. Alle Rechte vorbehalten.